



**UNIVERSIDADE DO ESTADO DO AMAZONAS – UEA
ESCOLA SUPERIOR CIÊNCIAS DA SAÚDE - ESA
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA - PROPESP
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOTECNOLOGIA E RECURSOS
NATURAIS DA AMAZÔNIA - MBT**

**CARACTERIZAÇÃO DE CRIADOUROS ARTIFICIAIS DE *Anopheles* spp.
(DIPTERA: CULICIDAE) NA ÁREA METROPOLITANA DA CIDADE DE
MANAUS, AMAZONAS, BRASIL**

ADRIANO NOBRE ARCOS

**MANAUS
2012**

ADRIANO NOBRE ARCOS

**CARACTERIZAÇÃO DE CRIADOUROS ARTIFICIAIS DE *Anopheles* spp.
(DIPTERA: CULICIDAE) NA ÁREA METROPOLITANA DA CIDADE DE
MANAUS, AMAZONAS, BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia e Recursos Naturais da Universidade do Estado do Amazonas, para obtenção do grau de Mestre em Biotecnologia e Recursos Naturais.

Orientador: Dr. Wanderli Pedro Tadei

Co-orientador (a): Dra. Hillândia Brandão da Cunha

**MANAUS
2012**

Ficha Catalográfica

A675c

Arcos, Adriano Nobre

Caracterização de criadouros artificiais de *Anopheles* spp. (Diptera: Culicidae) na área metropolitana da cidade de Manaus, Amazonas, Brasil / Adriano Nobre Arcos. -- Manaus: Universidade do Estado do Amazonas, 2012.

x, 118f. : il.

Dissertação (Mestrado) - Universidade do Estado Amazonas - Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia e Recursos Naturais da Amazônia, 2012. Orientador: Dr. Wanderli Pedro Tadei. Co-orientadora: Dra. Hillândia Brandão da Cunha.

1. Ecologia aquática. 2. Limnologia. 3. Anofelinos. I. Título.

CDU: 502.3

PARECER

Os membros da Banca Examinadora, designada pela Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia e Recursos Naturais da Universidade do Estado do Amazonas, reuniram-se para realizar a arguição da dissertação de MESTRADO apresentada pelo candidato **Adriano Nobre Arcos**, sob o título “**Caracterização de criadouros artificiais de *Anopheles* spp. (Diptera: Culicidae) na área metropolitana da cidade de Manaus, Amazonas, Brasil**”, para a obtenção do título de Mestre em Biotecnologia e Recursos Naturais.

Após análise do referido trabalho e arguição do candidato, os membros são de parecer pela **APROVAÇÃO** da dissertação.

Manaus, 26 de Julho de 2012.

Dra. Ruth L. Ferreira Keppler
Membro Titular

Dr. Jansen Fernandes de Medeiros
Membro Titular

Dr. Wanderli Pedro Tadei
Presidente da Banca e Orientador

DEDICATÓRIA

Aos Mestres e Doutores que passaram pela minha vida acadêmica e profissional, dando todo apoio possível e incentivo a seguir em frente nesta jornada longa e de grandes desafios que me fez querer a cada dia ser melhor.

AGRADECIMENTOS

À oportunidade de ter crescido em contato com a natureza, onde auxiliou diretamente na minha admiração por ela, suas interações e assim buscando melhor entendê-la utilizando a pesquisa como ferramenta;

À minha querida mãe Rozana Nobre, avó Eimar Nobre, pai Adalberto Arcos e irmãos Alexsandro, Alexandre, Abner e Thiago por me incentivarem e acima de tudo orgulho do meu trajeto percorrido;

Ao meu orientador Dr. Wanderli Pedro Tadei que me deu uma das mais belas oportunidades da minha vida profissional e pessoal, engajando em uma nova e prazerosa linha de pesquisa “Entomologia”, onde pude crescer e amadurecer todo o tempo em que estive no Laboratório de Malária e Dengue do INPA;

À minha co-orientadora Dra. Hillândia Brandão da Cunha por ter me acolhido na sua equipe de trabalho “Limnologia” desde início do Pibic em 2007 no INPA e confiado no meu trabalho até hoje;

Aos Mestres e Doutores que ajudaram direta e indiretamente com conselhos, material de estudo, atenção e uma grande amizade “Dra. Iléa Brandão, MSc. Raquel Sampaio, Dra. Sheyla Couceiro, MSc. Flávio Augusto “Guto”, MSc. Vivian Oliveira, Dr. Jansen Medeiros e Dra. Ruth Keppler;

À toda equipe das coordenações do CDAM – Laboratório de Química Ambiental, CSAS – Laboratório de Malária e Dengue, CBIO – Laboratório de Plâncton e Laboratório do Projeto Max –Planck/INPA pelo auxílio nas coletas, análises, identificações, dúvidas, execução e principalmente pela amizade que foi criada, em especial ao Carlos Praia, Gervilane Lima, Climéia Soares, Edineuza Vidal, Maria Zilá, Eunice Medeiros, Maria do Disterro, Leandro França, Michael Rubem, Muana Araújo, Marly Shimada, Márcio Vinício, Polyanna Holanda, Noêmia Adriana, Raimundo Nonato e Aline Lopes;

Ao corpo docente e funcionários do curso de Ciências Biológicas do UNINORTE e do Programa de Pós Graduação MBT-UEA, pelo suporte;

Ao grande amigo Francisco Augusto, pelo companheirismo em todos os momentos do mestrado, em campo, no laboratório, com elogios e críticas e acima de tudo a grande amizade;

As grandes amizades que sempre são cultivadas presentes na minha vida: Talita Martins, Ana Paula Rodrigues, Taís Xavier, Joelma Soares, Caroline Oliveira, Hellen Pereira, Mery Jouse Holanda, Janaína Gama, Rebeca Alves, Laura Tuma, Raysa Pertoti, Camila Andrade, André Ferreira, Gabriel Normando, Gilberto d’Scoffier, Sávio Corrêa, estas com suas peculiaridades e alegrias em minha vida;

Ao CNPq pela bolsa de estudos, à Rede Malária, CTPetro-Amazônia, FAPEAM e FINEP pelo apoio financeiro ao projeto;

"A Natureza é inexorável, e vingará-se completamente de uma tal violação de suas leis".

Mohandas Karamchand Gandhi

RESUMO

CARACTERIZAÇÃO DE CRIADOUROS ARTIFICIAIS DE *Anopheles* spp. (DIPTERA: CULICIDAE) NA ÁREA METROPOLITANA DA CIDADE DE MANAUS, AMAZONAS, BRASIL

adriano.bionobre@gmail.com

Os mosquitos do gênero *Anopheles* são de grande relevância na epidemiologia e transmissão da malária. Os anofelinos são holometábolos, com quatro estágios de desenvolvimento: ovo, larva, pupa e adulto alado. A fase larval se desenvolve em águas limpas, onde está presente matéria orgânica da vegetação local, vegetação submersa e sombreamento. A presença humana na Amazônia tem influenciado no surgimento de novos criadouros como buracos de olaria, tanques de piscicultura, barragens, dentre outros. O presente estudo teve como objetivo caracterizar criadouros artificiais utilizando parâmetros limnológicos, ficológicos, entomológicos e bioecológicos nas áreas periurbanas da região metropolitana de Manaus. Foram realizadas 10 coletas em criadouros artificiais em 2011 e os materiais coletados (*larvas, amostras de água, fitoplâncton e macrófitas*) foram encaminhados para os Laboratórios de Malária e Dengue, Química Ambiental, Plâncton e Max-Planck do INPA para a análise, manutenção e identificação. Testes estatísticos de regressão múltipla e correlação Canônica (CCA) foram feitos para verificar relações entre parâmetros bióticos e abióticos com os anofelinos. Os criadouros com características naturais e próximos às residências apresentam densidade larvária maior, com grande abundância de *A. triannulatus* e *A. darlingi*. As macrófitas propiciam um microhabitat para as larvas e outros macroinvertebrados, onde algas e matéria orgânica são utilizadas para alimentação. Boa parte dos parâmetros físico-químicos estava de acordo com a resolução CONAMA, porém o pH e oxigênio dissolvido em alguns pontos saíram da normalidade, mas nada que irá interferir no ambiente como um todo. A análise canônica mostrou relação dos parâmetros limnológicos fosfato e condutividade com a presença de *A. peryassui*, *A. nuneztovari*, *A. oswaldoi* e as variáveis nitrato, pH e oxigênio dissolvido mostraram relação com *A. nimbus*. Espécies de *A. albitarsis* e *A. deaneorum* receberam maior influência de turbidez, sólidos totais em suspensão e temperatura. Não foi observada relação entre diversidade de macrófitas, algas e abundância larval de anofelinos. Porém observações em campo mostraram que nos criadouros com grande densidade de macrófitas e algas, encontramos uma alta densidade larval, principalmente associada com as macrófitas no entorno dos criadouros. Ressalta-se a importância do monitoramento desses criadouros artificiais, pois contribuem para a manutenção da malária o ano todo, podendo levar a surtos de malária na região periurbana de Manaus.

Palavras-chave: limnologia, anofelinos, habitat larval

Área de Concentração: Prospecção e Uso de Recursos Naturais

Linha de Pesquisa: Bioindicadores e Diversidade Ambiental

ABSTRACT

CHARACTERIZATION OF *Anopheles* spp. (DIPTERA: CULICIDAE) BREEDING SITES WITHIN MANAUS CITY METROPOLITAN, BRASIL

adriano.bionobre@gmail.com

Mosquitoes of genus *Anopheles* are of great relevance in malaria epidemiology and transmission. Anophelines are holometabolous, with four developing stages: egg, larva pupa, and winged adult. The larval stage gets developed in clear water, where remains of organic matter from the neighboring vegetation, submerged vegetation and shadowed areas, can be found. Human presence in Amazonia also shows an influence in the appearance of new breeding sites: Brick factory pits, fish breeding ponds and dams, among others. The present work aims to characterize man-made breeding sites by utilizing limnological, physiological, phycological, and entomological and bio-ecological parameters within the Manaus city metropolitan area. Ten (10) collections were carried out in man-made breeding sites in 2011 and the collected materials (*larvae, water, Phytoplankton and macrophytes*) samples, were forwarded to the dengue and malaria, environmental chemistry, plankton and Max-Planck laboratories at INPA for storage, identification and analyses. Canonical correlation and multiple regression statistical tests (CCA) were done so as to verify relations between biotic and abiotic parameters with the anophelines. Breeding sites presenting natural characteristics and sited close to households presented higher larval density, with a large abundance of *A. triannulatus* and *A. darlingi*. Macrophytes provide a micro-habitat for larvae and other macro invertebrates, where alga and organic matter are used for feeding. A good part of the physical chemical parameters was in accordance to CONAMA resolution; however pH and dissolved oxygen were not normal at some points, but nothing that would interfere with the environment as a whole. Canonical analysis showed relation of limnological phosphate and conductivity parameters com the presence of *A. peryassui*, *A. nuneztovari*, *A. oswaldoi* and the nitrate, pH and dissolved oxygen variables showed relation with *A. nimbus*. Species of *A. albitarsis* and *A. deaneorum* got higher influence from turbidity, total suspended solids and temperature. We saw no relation between macrophyte, alga diversity and anopheles larval abundance, yet field observations showed breeding sites harboring a high density of microphytes and algae, to present high larval density, mainly associated to macrophytes surrounding the breeding sites. We point out the importance of monitoring these man-made breeding sites, since they contribute for maintaining malaria prone habitats all year round, along with the high possibility of malaria outbreaks in the urban area neighboring Manaus.

Keywords : limnology, anophelines, larval habitat

Concentration area: Prospection and Use of Natural Resources

Research line: Bioindicators and Environmental Diversity

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Limite de transmissão da malária.....	2
Figura 2. Ciclo de vida do <i>Anopheles darlingi</i>	8
Figura 3. Representação esquemática dos principais tipos de macrovegetação aquática encontrados nas comunidades dos criadouros de culicídeos.....	24
Figura 4. Área de estudo: Localização dos criadouros analisados na região metropolitana de Manaus, AM. (Fonte: Google Imagens, modificado por Arcos, A. N.).....	27
Figura 5. (A) Coleta de larvas na borda do riadouro; (B) Fixação das larvas de 4º estágio em solução de McGregor; (C) Manutenção dos imaturos em laboratório. (Fonte: Arcos, A. N.).....	29
Figura 6. (A) Coleta de água no criadouro; (B) Aparelhos portáteis de coleta em campo “pHmetro, oxímetro e condutivímetro”. (Fonte: Arcos, A. N.).....	30
Figura 7. Coleta de macrófitas flutuantes e submersas em todo o criadouro. (Fonte: Arcos, A. N.).....	31
Figura 8. (A) Rede de coleta de fitoplâncton; (B) Coleta em campo; (C) Transferência de material coletado para frascos com fixador. (Fonte: Arcos, A. N.).....	32
Figura 9. Criadouro P1, tanque de piscicultura permanente localizado na rodovia AM 10.....	35
Figura 10. Criadouro P2, tanque de piscicultura permanente localizado na rodovia AM 10.....	36
Figura 11. Criadouro P3, poça de olaria permanente localizado no Cacau Pirêra.....	37
Figura 12. Criadouro P4, poça de olaria permanente localizado no Cacau Pirêra.....	37
Figura 13. Criadouro P5, tanque de piscicultura semipermanente localizado no Puraquequara.....	38
Figura 14. Criadouro P6, barragem permanente localizado no Puraquequara.....	39
Figura 15. Criadouro P7, barragem permanente localizado no Puraquequara.....	39
Figura 16. Criadouro P8, barragem transitória localizado no Puraquequara.....	40
Figura 17. Criadouro P9, barragem permanente localizado no Brasileirinho.....	41
Figura 18. Criadouro P10, barragem permanente localizado no Puraquequara.....	41

Figura 19. Frequência dos grupos de fitoplânctons presentes nos criadouros artificiais.....	46
Figura 20. Frequência dos gêneros de fitoplânctons nos criadouros artificiais na região metropolitana de Manaus.....	50
Figura 21. Diversidade de Shannon-Wiener de larvas, macrófitas e algas nos criadouros artificiais.....	51
Figura 22. Níveis pluviométricos em relação à abundância larval nos criadouros.....	52
Figura 23. Análise de regressão múltipla entre abundância larval de anofelinos e riqueza de algas nos criadouros.....	53
Figura 24. Análise de regressão múltipla entre abundância larval de anofelinos e riqueza de macrófitas nos criadouros.....	53
Figura 25. Relação observada em campo entre densidade de macrófitas e abundância larval de anofelinos.....	54
Figura 26. Diagrama de ordenação de análise de correspondência canônica (CCA) entre fatores ambientais “parâmetros inmológicos” (setas) e espécies de <i>Anopheles</i> (+) nos criadouros artificiais	55

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Locais de coleta de imaturos de <i>Anopheles</i> com suas características de classificação e coordenadas geográficas.....	28
Tabela 2. Parâmetros físicos e químicos e metodologias utilizadas.....	31
Tabela 3. Número de indivíduos por espécies e índice de larva por homem-hora(ILHH) nos criadouros estudados.....	43
Tabela 4. Parâmetros limnológicos analisados nos criadouros artificiais.....	44
Tabela 5. Riqueza de macrófitas aquáticas por gênero nos criadouros.....	45
Tabela 6. Determinação qualitativa dos fitoplânctons coletados nos criadouros artificiais da área metropolitana de Manaus.....	47
Tabela 7. Resumo da análise de correspondência canônica do programa PC-ORD.....	54
Tabela 8. Valores de correlação “inter-set” dos parâmetros limnológicos nos criadouros gerados pelo PC-ORD.....	56
Tabela 9. Quadro com os principais parâmetros limnológicos utilizados no presente trabalho e por outros autores para caracterização de criadouros com seus respectivos valores em média e/ou variação.....	67

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

AM – Amazonas

APHA – American Public Health Association

CBIO – Coordenação de Pesquisa em Biologia

CCA – Análise de Correlação Canônica

CDAM – Coordenação de Pesquisa em Dinâmica Ambiental

CETESB – Companhia de Tecnologia e Saneamento Ambiental

cm – Centímetro

CONAMA – Conselho Nacional de Meio Ambiente

CSAS – Coordenação de Pesquisa em Saúde, Ambiente e Sociedade

ELIZA – Enzyme-Linked Immunoabsorbent Assay

ILHH – Índice de larva por Homem-Hora

INMET – Instituto Nacional de Meteorologia

INPA – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia

L1 – 1º estágio

L2 – 2º estágio

L3 – 3º estágio

L4 – 4º estágio

m/s – Metros por segundo

mg Pt/L – Miligramas de platina por litro

mg/L – Miligrama por Litro

mL – Mililitro

mm – Milímetro

N – Nitrato

NH₃⁻ – Amônia

NH₄⁺ – Amônio

NMCP – National Malaria Control Programme

O₂ – Oxigênio

OD – Oxigênio Dissolvido

OMS – Organização Mundial de Saúde

P – Fósforo

P1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10 – Pontos / Criadouros

PAHO – The Pan American Health Organization

pH – Potencial Hidrogeniônico

RO – Rondônia

SEOMA – Sessão de Observação Meteorológica Aplicada

STS – Sólidos Totais em Suspensão

UNT – Unidade Nefelométrica

WHO – World Health Organization

X_i – Variável independente

Y – Variável de resposta

(--) – Ausência

(x) – Presença

(*) – Espécies mais frequentes

± – Mais ou menos

µm – Micrômetro

°C – Grau Celsius

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
1.1 MALÁRIA	1
2. DISTRIBUIÇÃO DO GÊNERO <i>Anopheles</i> MEIGEN, 1818	3
2.1 PRINCIPAIS VETORES DO BRASIL	5
2.2 ECOLOGIA E BIOLOGIA DE <i>Anopheles darlingi</i>	7
3. ECOLOGIA E BIOLOGIA DE FORMAS IMATURAS	9
4. AMBIENTE AQUÁTICO DOS CULICÍDEOS	11
4.1 IMPORTÂNCIA DOS PARÂMETROS LIMNOLÓGICOS	13
4.2 RESOLUÇÃO Nº 357, DE 17 DE MARÇO DE 2005	16
4.2.1 Das condições e padrões de qualidade de água	17
5. CRIADOUROS	19
5.1 CLASSIFICAÇÃO DOS CRIADOUROS	20
5.1.1 No Solo	21
5.1.2 Em recipientes	21
6. MACRÓFITAS AQUÁTICAS	22
6.1 EMERGENTE	23
6.2 FLUTUANTE	23
6.3 SUBMERSA	24

7. JUSTIFICATIVA	25
8. OBJETIVOS	26
8.1 OBJETIVO GERAL	26
8.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	26
9. MATERIAL E MÉTODOS	27
9.1 COLETA DE IMATUROS	29
9.2 COLETA DE ÁGUA	30
9.3 COLETA DE MACRÓFITAS	31
9.4 COLETA DE ALGAS	32
9.5 PARÂMETROS FÍSICOS E AMBIENTAIS DOS CRIADOUROS	32
9.6 ANÁLISE DOS DADOS	33
9.6.1 Índice de larva por homem-hora – ILHH	33
9.6.2 Índice de Diversidade de Shannon-Wiener	33
9.6.3 Análise de Regressão Múltipla	34
9.6.4 Análise de Correlação Canônica	34
10. RESULTADOS	35
10.1 CARACTERIZAÇÃO DOS CRIADOUROS	35
10.2 ABUNDÂNCIA E DENSIDADE LARVAL (ILHH) ANOFELINOS	42
10.3 ANALISES LIMNOLÓGICAS	43
10.4 ABUNDÂNCIA RIQUEZA DE RIQUEZA DE MACRÓFITAS NOS CRIADOUROS	45
10.5 ABUNDÂNCIA E FREQUÊNCIA DE FITOPLÂNCTON NOS CRIADOUROS	46
10.6 DIVERSIDADE DE SHANNON-WIENER (H') NOS CRIADOUROS	51
10.7 RELAÇÃO ENTRE PARÂMETROS BIÓTICOS E ABIÓTICOS COM ANOFELINOS	52

11. DISCUSSÃO	56
11.1 CARACTERÍSTICAS DOS CRIADOUROS	56
11.2 FAUNA ANOFÉLICA E SUAS RELAÇÕES	60
11.3 PARÂMETROS LIMNOLÓGICOS	65
11.4 VEGETAÇÃO AQUÁTICA	71
11.5 FICODIVERSIDADE	75
11.6 PLUVIOSIDADE	78
11.7 APLICAÇÃO DA GESTÃO AMBIENTAL NO CONTROLE	79
12. CONCLUSÃO	81
13. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	82

1. INTRODUÇÃO

1.1 MALÁRIA

Nas últimas décadas uma enorme quantidade de agentes causadores e transmissores de enfermidades ligadas ao homem apresentaram visíveis mudanças em sua biologia e comportamento devido às ações antrópicas. A malária se insere neste grupo de doenças, ganhando importante visibilidade, pois recentes dados da OMS acusam que há um total de 104 países endêmicos para a doença em 2008, dentre os quais 45 apenas no continente africano (WHO, 2008).

Essa endemia parasitária prevalente no mundo, compromete cerca de 250 milhões de pessoas em mais de 109 países, especialmente no continente Africano, Ásia e América Central (WHO, 2009). Sendo causada por protozoários do gênero *Plasmodium* transmitidos naturalmente pela picada de fêmeas de mosquitos do gênero *Anopheles* Meigen, 1818 a diferentes espécies de mamíferos (LEVINE, 1988).

O *Plasmodium* Marchiafava e Celli, 1885, pertencente ao Reino Protista, Filo Apicomplexa, Classe Sporozoa, Ordem Hemosporidíida, Família Plasmodiidae e Gênero. São reconhecidos como agentes etiológicos da malária humana: *Plasmodium vivax* Grassi e Feletti, 1890, *Plasmodium falciparum* Welch, 1897, *Plasmodium malariae* Laveran, 1881 e *Plasmodium ovale* Stephens, 1922, e uma quinta espécie, o *Plasmodium knowlesi* Sinton e Mulligan, 1932, sendo considerada responsável também pela malária em humanos (McCUTCHAN, 2008; DE SOUZA; RILEY, 2002; NGOUNGOU; PREUX, 2008).

As infecções por *P. falciparum* podem levar à forma complicada, denominada malária grave, considerada uma doença multissistêmica, capaz de afetar diretamente o sistema nervoso central (SNC), causando déficits neurológicos e cognitivos (MILLER et al., 2002; MEDANA; TURNER, 2006).

De acordo com a OMS, no ano de 2006, 36 % da população mundial habitava locais com algum risco de contrair malária. A mesma variante, calculada com a soma do risco baixo (menos de 5% da população é infectada), intermediário (entre 5% e 40% da população é infectada) e alto (mais de 40% da população é infectada), mostra que a porcentagem de habitantes do continente africano morando em zonas de risco é de 81%. O continente africano também é castigado com o *P. falciparum*, pois, dos 247 milhões de casos mundiais reportados pelo NMCP (National Malaria

Control Programme – África), aproximadamente 230 milhões foram de *P. falciparum*, dos quais 86% pertencem ao continente africano, seguindo 9% no oeste asiático (Figura 1).

Boundaries of Malaria Transmission By Country

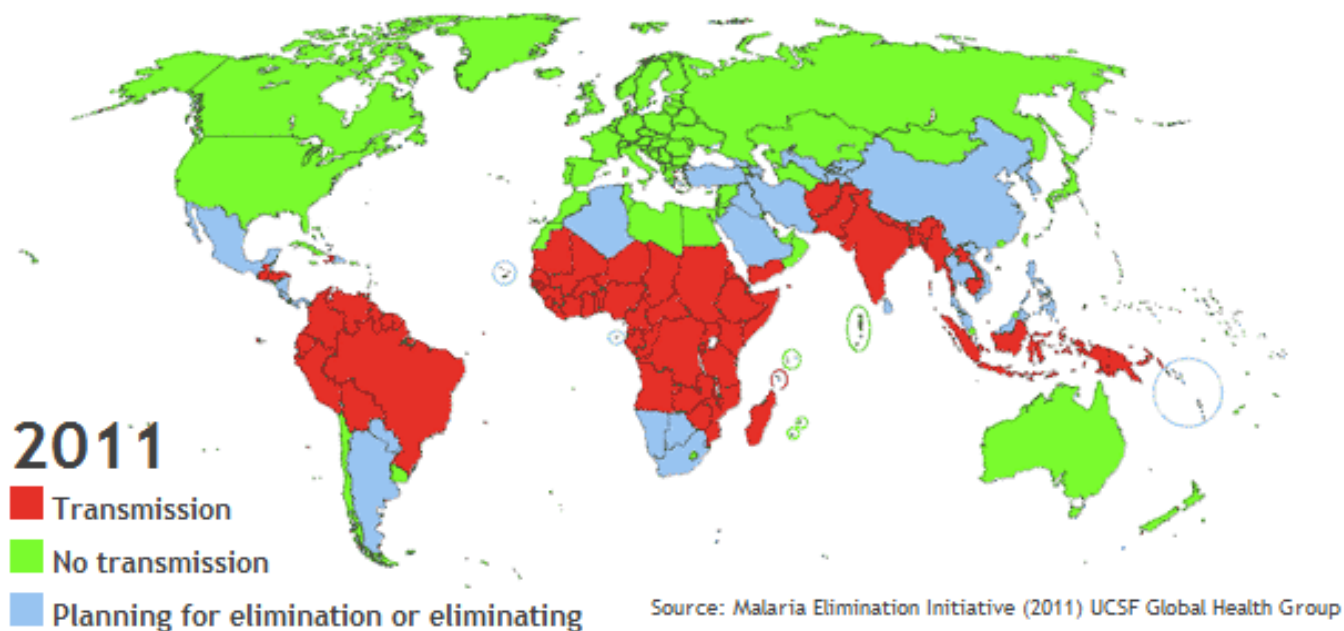


Figura 1. Limite de transmissão da malária por país.

Fonte: (UCSF Global Health Group)

Quando se fala em dados de mortalidade, a África é a primeira colocação no *ranking* da malária mundial: dos 881.000 mortos estimados pela NMCP em 2006, 90% dos casos foram deste continente, seguidos de 4% do sudeste asiático e 4% em regiões do mediterrâneo oriental. Por isso da importância do combate da malária em todo o mundo, principalmente nos continentes mais atingidos.

Nas Américas, foram registrados em 2008, 560.221 casos de malária, 30% menor que o número relatado para a Organização Pan-Americana da Saúde pelos Estados membros em 2007. Desde o ano de 2005, registra-se na região uma diminuição significativa da transmissão da doença, que incapacita e compromete a qualidade de vida de uma parcela importante da população do continente. Possui transmissão endêmica de malária em 21 países: Argentina, Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Equador, El Salvador, Guatemala, Guiana, Guiana

Francesa, Haiti, Honduras, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, República Dominicana, Suriname e Venezuela (PAHO/WHO 2008).

Dentre estes, os principais países que possuem números elevados da doença, em valores absolutos são: Brasil, Colômbia, Peru, Haiti, Guatemala e Venezuela. Suriname, Guiana e Haiti também possuem altos índices da doença, quando relacionado o tamanho da população do respectivo país. Em relação à mortalidade, semelha-se bastante: Brasil, Haiti, Colômbia, Peru e Venezuela. Característica interessante, esses países possuem em seu território, extensões da rica floresta Amazônica com habitat de diversas espécies de anofelinos com potencial vetor para a malária (SOUZA-SANTOS, 2002; GALARDO et al., 2007; VITTOR et al., 2009).

No Brasil a malária é endêmica nos estados que compõem a Amazônia Legal (Acre, Amapá, Amazonas, Mato Grosso, Pará, Rondônia, Roraima e Tocantins), com notificações nas regiões centro-oeste e sudeste (LIMONGI et al., 2008; REZENDE et al., 2009; SANTOS et al., 2009). Em 2009, o Brasil registrou 306.908 casos de malária, sendo 99,8% oriundos da região Amazônica (BRASIL, 2009).

Nos tempos atuais, a incidência da doença está concentrada nos estados da Bacia Amazônica, com aproximadamente 99% dos casos registrados, possuindo características geográficas e ecológicas altamente favoráveis à interação do plasmódio e do anofelino vetor, constituindo área de alto e médio risco de infecção (SILVEIRA; REZENDE, 2001).

Alguns fatores contribuíram e contribuem até hoje para a manutenção da malária e atividade do vetor na Amazônia como a presença de floresta tropical, condições sócio-culturais da população e movimentos migratórios (MARTENS; HALL, 2000; TADEI et al., 1998).

2. DISTRIBUIÇÃO DO GÊNERO *Anopheles* MEIGEN, 1818

Os mosquitos que pertencem ao gênero *Anopheles*, fazem parte do Filo: Arthropoda, Classe: Insecta, Ordem: Diptera, Família: Culicidae, e são de grande relevância na epidemiologia e transmissão da malária. É considerado cosmopolita e encontrado tanto nas regiões tropicais como nas subtropicais, possuindo sete subgêneros, com cerca de 457 espécies identificadas,

dentre as quais 150 estão localizadas no continente africano, 79 na América do Sul e 178 na Ásia de acordo com o banco de dados Systematic Catalog of Culicidae.

Há uma proporção maior de espécies de anofelinos no continente africano por conta do seu tamanho, e este fato deve-se à maioria de suas regiões terem áreas tropicais, com presença de matas, climas quentes e frequente precipitação em épocas úmidas, contribuindo assim para o desenvolvimento de diversas espécies de culicídeos. Neste aspecto podemos abordar sobre mudanças climáticas atuais, onde influenciam alterações da adaptabilidade de espécies de anofelinos no continente e, por consequência, na epidemiologia da malária local (GRAFFIGAN et al., 2009; PETERSON, 2009). Em regiões da Ásia próximas ao Círculo Polar Ártico possui áreas com clima frio, reduzindo a capacidade de disseminação dos anofelinos e outros culicídeos.

Os anofelinos são holometábolos, com nichos diferentes durante suas fases de vida e possuindo quatro estágios de desenvolvimento: ovo, larva (L1, L2 L3, L4 estádios), pupa e adulto alado. Características semelhantes aos outros gêneros da família *Culex* e *Aedes*, o anofelino necessita de água no desenvolvimento de sua fase larval. Assim, utilizam como criadouros principalmente lagos, pântanos, bromélias e outras reservas de água em diversas áreas, incluindo recipientes artificiais (FORATTINI et al., 1998).

O gênero *Anopheles* é encontrado em todas as regiões biogeográficas, principalmente em regiões tropicais. Segundo Forattini (2002), distribui-se em seis subgêneros, os quais, cinco são representados na região neotropical, sendo estes, *Nyssorhynchus* Blanchard, 1902, *Kerteszia* Theobald, 1905, *Anopheles* Meigen, 1818, *Stethomya* Theobald, 1902 e *Lophopodomyia* Antunes, 1937. Porém, apenas os três primeiros subgêneros são de interesse comprovadamente epidemiológico, em relação à capacidade vetorial da malária, com importância médica-veterinária.

Dentre as espécies de importância epidemiológica na transmissão da malária, podemos citar, o complexo de espécies de anofelinos como o *A. gambiae*, encontrado na África Subsaariana, principal responsável pela transmissão da malária no continente africano (COETZEE, 2004; BASS et al., 2007), e o *A. funestus* presente na região oeste do continente, na Nigéria, Camarões e Gana (MOFFETT et al., 2007). Nos países localizados no sul da Ásia, está presente o complexo *A. culicifacies* como um importante vetor em zonas rurais da Índia (BARIK et al., 2009), e o complexo *A. dirus*, *A. minimus* e *A. harrisoni* nos países do sudeste asiático (MANGUIN et al., 2008).

É elevada a quantidade de espécies de anofelinos na América do Sul, onde podemos citar como os principais vetores *A. albimanus*, *A. darlingi* e *A. nuneztovari* na Colômbia (OLANO et al., 2001; ZAPATA et al., 2007), o *A. darlingi* e *A. benarrochi* no Peru (SCHOELER et al., 2003; TURELL et al., 2008), *A. darlingi* na Bolívia (HARRIS et al., 2006), *A. darlingi*, *A. marajoara* e *A. aquasalis* na Venezuela (BERTI et al., 1993; MAGRIS et al., 2007; MORENO et al., 2007), e no Brasil *A. darlingi* e *A. aquasalis*, (XAVIER; REBELO, 1999; GIL et al., 2003). *A. darlingi*, presente em todos os países acima citados expõe a importância dos estudos em relação à malária.

2.1 PRINCIPAIS VETORES NO BRASIL

No Brasil, o principal transmissor da malária é o *Anopheles (Nyssorhynchus) darlingi*, Root, 1926 e outras espécies estão relacionadas como transmissoras secundárias de plasmódios causadores da malária humana, entre elas, *Anopheles aquasalis* e *Anopheles albitarsis* (FORATTINI, 2002).

Rebelo et al. (2007) registraram a presença de 55 espécies de *Anopheles*, incluindo o subgênero *Nyssorhynchus*, principal responsável pela manutenção da malária na região Amazônica, e *Kerteszia* responsável pela transmissão de plasmódio em áreas recobertas pela Floresta Atlântica (BRANQUINHO et al., 1997; FORATTINI, 2002).

Mosquitos pertencentes ao subgênero *Nyssorhynchus* são encontrados em maior número espécies infectadas por plasmódios, sendo o *Anopheles darlingi* o vetor primário nas transmissões de plasmódios na região do interior da Amazônia e o *Anopheles aquasalis* Curry, 1932 nas regiões litorâneas dos estados do Pará, Amapá e Maranhão. Demais espécies como *Anopheles albitarsis* Arribálzaga, 1878, *Anopheles braziliensis* Chagas, 1907, *Anopheles nuneztovari* Gabaldon, 1940, *Anopheles oswaldoi* Peryassu, 1922, *Anopheles strodei* Root, 1926 e *Anopheles triannulatus*, são considerados vetores ocasionais (TADEI et al., 1988; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA et al., 1989; TADEI et al., 1993; TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000).

O *Anopheles cruzi* Dyar & Knab, 1909 e *Anopheles bellator* Dyar & Knab, 1906 são vetores primários e *Anopheles homunculus* Komp, 1937 vetor secundário, pertencentes ao subgênero *Kerteszia* (TADEI, 1993). *Anopheles darlingi* é encontrado em todas as regiões da

Amazônia onde a malária ocorre, exceto as áreas costeiras. Possuindo grande abundância em relação às demais espécies, com grandes taxas de infecção por esporozoítas, apresentando antropofilia e endofagia (TADEI et al., 1993).

Como vetor secundário da malária no Brasil, o *A. albitarsis* possui um número de *P. vivax* na forma de esporozoítos presente nas glândulas salivares similares ao número encontrado em *A. darlingi*, alimentados sob as mesmas condições (KLEIN et al., 1991). Indicando esta espécie como potencial transmissor da malária quando se alimenta em humanos com malária. O raio de vôo desta espécie é cerca de 3 km (REY, 2001).

Póvoa e colaboradores (2006) encontraram no município de Boa Vista, Roraima, *A. darlingi*, *A. albitarsis* e *A. braziliensis* infectados naturalmente com *P. vivax* e *P. falciparum*, sendo relatado também *P. malariae* em apenas um mosquito da espécie *A. albitarsis*. Estudo realizado anteriormente foi observado seis indivíduos de *A. darlingi* infectados também com *P. malariae* em Boa Vista (SILVA-VASCONCELOS et al., 2002). O *P. malariae* foi também registrado no Estado do Amazonas infectando *A. nuneztovari* (TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000).

Em Juruí, no Estado do Pará, de todos os mosquitos que foram testados pelo método de ELISA para determinação de infecção com espécies de “Plasmódios”, apenas um exemplar de *A. albitarsis s.l.* estava positivo para *P. vivax*, a Variante VK-247 (PÓVOA et al., 2009). Estes dados demonstram a baixa circulação de parasitos nos mosquitos, o que é perfeitamente explicável pela também baixa ou ausência de circulação de parasitos no homem.

Galardo (2010) registrou resultados positivos para plasmódios humanos em três espécies, resultando em uma taxa de infecção de 2,17%. Dos 3.029 indivíduos coletados de *A. marajoara* testados, 71 (2,34%) foram positivos e dos 917 *A. darlingi*, em 28 (3,05%) verificou a mesma positividade para infecção de *Plasmodium*. Além destas duas espécies, *A. braziliensis* apresentou positividade para *P. falciparum* (uma espécime) resultando em taxa de infecção de 0,23%. Com isso, as duas primeiras destacam-se como importantes vetores da malária no município de Macapá.

2.2 ECOLOGIA E BIOLOGIA DE *Anopheles darlingi* ROOT, 1926

A floresta Amazônica apresenta enorme potencial de biodiversidade, incluindo diversas espécies de vetores artrópodes em seus diferentes ecótopos, propiciando o surgimento de novas doenças, como as arboviroses, novos focos de endemias em locais onde não ocorriam e o ressurgimento de outros focos com surtos epidêmicos, a partir das alterações ambientais provocadas pelo homem (DEANE, 1986; TADEI et al., 1998; TADEI; DUTARY-THACHER 2000). Em áreas desmatadas, onde se instalam os trabalhadores, criam-se condições propícias ao desenvolvimento de culicídeos vetores de agentes patogênicos ao homem (NATAL et al., 1992).

No Brasil, aproximadamente 95% dos casos de malária são notificados na região da Amazônia Legal (BRASIL, 2009). Esta região agrega estados brasileiros com semelhantes fatores geográficos e econômicos: área de floresta Amazônica com pouca área urbanizada em seu interior; concentração populacional nos principais centros urbanos, baixa densidade demográfica em seu interior, economia fortemente ligada ao extrativismo e à agropecuária. Esta zona sofreu e sofre até hoje grandes processos de degradação florestal como áreas de matas nativas cedidas para planos de migração e assentamentos, sofrendo com ações antropológicas. Estas ações alteraram o habitat natural e o comportamento de diversos animais nativos, incluindo os mosquitos do gênero *Anopheles*.

A biologia e o desenvolvimento são fatores relevantes, pois o mosquito utiliza coleções hídricas naturais, de usos comuns e próximos às residências como lagoas, açudes e margens de rios. A fase larval se desenvolve em águas limpas, onde estão presentes restos de matéria orgânica da vegetação local, vegetação submersa e sombreamento, porém, apesar de se ter maior frequência em rios, também sabe-se que, quando ocorrem as cheias devido a épocas de intensa precipitação, pode aumentar muito a quantidade de criadouros que se formam devido a transbordamentos: poças, valas e campos encharcados (MANGUIN et al., 1996).

Apesar dessa versatilidade de criadouros, há locais onde a espécie só foi encontrada em lagos com macrófitas submersas (REJMANKOVA et al., 1999). A presença humana na Amazônia mostra também a influência no surgimento de novos criadouros: represamento, criação de grandes lagos para piscicultura e criadouros de olaria e com o crescimento de mata secundária, esta última consequência direta do desflorestamento (RODRIGUES, et al., 2008; VITTOR, et al., 2009).

São conhecidos popularmente como “mosquitos, muriçoca ou pernilongos”, e são encontrados em todo globo terrestre (BRASIL, 2002). Os mosquitos são holometábolos e passam por quatro estágios de metamorfose sequenciais: ovo, larva, pupa e adulto, de acordo com a figura 2. As fases de ovo, larva e pupa desenvolvem em ambientes aquáticos, em criadouros naturais e artificiais permanentes ou temporários de variadas qualidades, volumes e tamanhos (TADEI, 1993; CONSOLI; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 1994; TADEI et al., 1998). Os adultos, após emergirem, procuram abrigos em vegetações, criadouros de animais e habitações humanas (FORATTINI et al., 1981).



Figura 2. Ciclo de vida do *Anopheles*
 Fonte: Google Imagens (Modificado por ARCOS, A. N. 2011)

A sazonalidade do *A. darlingi* e seu relacionamento com as épocas de chuva são constantemente observadas, já que com o aumento da população do vetor, aumenta também os casos de malária. Verifica-se um aumento da densidade populacional na transição entre as épocas

de chuvas e épocas secas, fenômeno este que faz com que as coleções de águas estabeleçam condições ótimas para o desenvolvimento da espécie (TADEI et al., 1998; VITTOR et al., 2009).

Gil e colaboradores (2003) demonstraram que conforme a área de estudo analisada pode haver alteração na sazonalidade do *A. darlingi*: enquanto uma área isolada, às margens do Rio Madeira (Porto Velho, RO) e com um baixo número de habitantes ribeirinhos apresentou densidade baixa de mosquitos durante as épocas secas, aumentando significativamente após dois meses do início das chuvas. Outro sítio do estudo caracterizado por ser uma fazenda de extração de madeira e com alto número de habitantes apresentou alta densidade no fim das estações chuvosas, mantendo-se alta mesmo após o término das precipitações.

A atividade hematofágica é crepuscular e noturna, com picos nas primeiras horas da noite, podendo haver prolongação dessa atividade durante a madrugada, conforme a estação e a densidade populacional do vetor (LOURENÇO-DE-OLIVEIRA et al., 1989). O hábito antropofílico da espécie é um dos principais fatores que pode ter tornado o mosquito um vetor eficiente na América do Sul, pois, devido a esta característica, seu comportamento, hábitos e biologia foram extremamente influenciados pela urbanização de seu hábitat. Sabe-se que o *A. darlingi* ataca consideravelmente mais humanos do que outros animais que vivem dentro das residências, seja domésticos ou como iscas em experimentos científicos (GIGLIOLI et al., 1956; DEANE, 1986; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA et al., 1989).

3. ECOLOGIA E BIOLOGIA DE FORMAS IMATURAS

As formas imaturas estão presentes em vários tipos de coleções hídricas, respeitando os requerimentos ecológicos de cada espécie. Sua movimentação na água é ativa através de movimentos irregulares de contorção, diferentemente das pupas que possuem as pás “paletas” natatórias. Essas formas encontram-se na superfície da água, devido apresentar respiração aérea (FORATTINI, 2002).

Nas larvas de anofelinos as trocas gasosas são realizadas por espiráculos localizados no oitavo segmento do abdômen, nos anofelinos essas aberturas são localizadas na região do dorso, rodeadas por placas “abas”. Entretanto, nos demais culicídeos são encontrados na extremidade de

um órgão tubular, chamado sifão. Essas diferenças nos mecanismos de respiração ocasionam comportamentos bem distintos dentro da água (FORATTINI, 1962; 2002).

Os anofelinos ficam em posição horizontal, com toda a parte dorsal do corpo em contato com a superfície, sendo possível devido à sua grande capacidade de flutuação resultante da presença de tufos palmados, cerdas foliáceas e órgãos flutuadores exclusivos do grupo. Nas outras subfamílias, o uso do sifão causa menos restrições ao posicionamento, permitindo que todo o corpo da larva fique mergulhado (FORATTINI, 2002). Por terem essa posição, esses anofelinos exploram praticamente os recursos presentes na superfície da lâmina d'água, girando sua cabeça em 180°, com todo o dorso permanecendo para cima. De acordo com o estágio larval, o tamanho da partícula de alimento seria mais importante no início do desenvolvimento, porém as disponibilidades nutricionais têm maior influência nos estádios seguintes, inclusive para a sobrevivência e eclosão da pupa (BERGO, 1990).

Segundo Mucci e Gomes (2008), a relação entre as larvas de anofelinos e a superfície líquida é evidenciada por outros comportamentos e adaptações morfo-fisiológicas diferentes dos apresentados pelos demais culicídeos que, no geral, necessitam passar menos tempo nesse local.

Em ambientes com baixas concentrações de oxigênio na água, as larvas de *Culex* e *Aedes* tendem a suportar melhor tal fator. Espécies desses gêneros sobem à superfície em intervalos, não sendo observados em anofelinos que quase todo momento permanecem na superfície (FORATTINI, 1962).

Ambientes ricos em substâncias nitrogenadas fazem com que os anofelinos não suportem, principalmente com grande quantidade de matéria orgânica, sendo raro encontrá-los em águas poluídas (ZULUETA, 1950). Entretanto, outras espécies de culicídeos crescem e empupam normalmente nesses ambientes, sendo observado para o *Culex quinquefasciatus*, encontrado em grande densidade no rio Tietê, sobrevivendo devido o uso do sifão respiratório e à ausência de predadores (NATAL et al., 1991).

Fatores ambientais como luminosidade e temperatura desempenham efeitos diretos no metabolismo e desenvolvimento dos imaturos, e também auxiliam na proliferação de algas e outros organismos utilizados na alimentação dos culicídeos (FORATTINI, 1962; BERGO, 1990).

Não se tem esclarecido a exigência de componentes alimentares da dieta de culicídeos, onde são utilizados bactérias, protozoários e matéria orgânica de animais e vegetais através da filtração. Também são capazes de triturar, raspar e engolir elementos maiores, exercendo também

o papel de predador de alguns gêneros, onde os anofelinos não fazem parte (FORATTINI, 1962; MERRITT; DADD; WALKER, 1992).

A presença de predadores como coleópteros e hemípteros aquáticos, larvas de culicídeos, anfíbios, quelônios, peixes larvófagos das famílias *Cyprinodontidae* e *Poeciliidae* são um dos fatores que afeta o desenvolvimento e sobrevivência das larvas, esse último por ter preferência por anofelinos e possuir habilidade em adentrar na vegetação aquática que serve de abrigo para os imaturos (FORATTINI, 1962).

No ambiente aquático, as macrófitas são utilizadas pelos anofelinos, formando um microhabitat relativamente estável e seguro em relação aos predadores, insolação, alimentação e a ação das macrófitas na absorção de poluentes e substâncias orgânicas em excesso no meio (RACHOU, 1958; FORATTINI, 1962).

4. AMBIENTE AQUÁTICO DOS CULICÍDEOS

Os rios da Amazônia são classificados em três categorias (águas brancas, águas pretas e águas claras), e os estudos de impactos ambientais são importantes porque as mudanças que poderão ocorrer envolvem situações interdisciplinares. Os rios de águas brancas como o Solimões, possui grandes cargas de sedimentos de sais minerais, são considerados quimicamente ricos, com pH neutro e uma alta concentração de sólidos em suspensão. Rios de águas claras, são transparentes e com caráter químico muito variável, como exemplo destaca-se o rio Tapajós, e rios de água preta, como o rio Negro e Uatumã, que devido à formação geológica antiga, possuem processos de erosão pouco intensos e com alto teor de substâncias húmicas e, portanto, extremamente ácidos e considerado um dos mais “pobres” do mundo (SIOLI, 1968).

A utilização de fatores ambientais podem ser utilizados para verificar a presença e densidade da população deste vetor. Uma descrição quantitativa da densidade larval pode produzir dados úteis para o desenvolvimento de modelos computacionais para avaliação dos esforços de controle, principalmente nas larvas de anofelinos. As variáveis biológicas e físico-químicas do ambiente aquático podem alterar a competência do vetor adulto. Uma meta importante para o controle de vetores da malária é o controle dos imaturos de anofelinos. A

redução na fonte através da modificação de habitats de larvas foi à chave para os esforços de erradicação da malária nos Estados Unidos, Israel e Italia (KITRON; SPIELMAN, 1989).

O estudo limnológico dos criadouros de culicídeos ainda está longe de ser completo, pois cada caso tem peculiaridades que lhes são inerentes. Apesar das tentativas de estabelecer conhecimentos que possam ter aplicação geral, o que vemos são resultados que deixam transparecer sua enorme multiplicidade. Esta diz respeito não somente às espécies de mosquitos propriamente ditas, mas também à extrema biodiversidade que se encontra nas diferentes comunidades (FORATTINI, 2002; LAIRD, 1988).

Não se sabe como a abundância de larvas do mosquito é regulada na diversidade de habitats aquáticos. A compreensão das fases aquáticas dos vetores é extremamente relevante para o controle da malária (MOLINEAUX, 1997). A caracterização destes criadouros favorece o conhecimento bioecológico dos anofelinos e auxiliam no controle vetorial utilizando a gestão ambiental através de modificação do ambiente e larvicidas biológicos derivados de *Bacillus sphaericus* e *Bacillus thuringiensis*.

O estudo ecológico das larvas é necessário para o fornecimento de informações como fatores que possam determinar a oviposição, sobrevivência e distribuição espacial e temporal das espécies com importância médica. Melhoramento da qualidade da água é um importante determinante para saber se mosquitos fêmeas depositam seus ovos e se as fases imaturas resultantes estão concluindo com êxito o seu desenvolvimento até a fase adulta (CARTER, 1930).

A característica da malária na região Amazônica relaciona-se com os diferentes ambientes aquáticos, como as águas pretas do rio Negro e águas brancas do rio Solimões, que proporcionam condições de contato do homem ribeirinho com o vetor. As águas pretas, pobres em nutrientes e ácidas, favorecem a reprodução do *A. darlingi* no igapó, durante o pulso das enchentes, originando a sazonalidade da manifestação da doença, sendo considerado um anofelino fluvial. No pulso da vazante, as modificações ambientais são profundas, alterando a distribuição espacial dos criadouros de *A. darlingi*, reduzindo a densidade do vetor e a incidência da malária (TADEI; RODRIGUES, 2002; TADEI et al., 2003; TADEI et al., 2010).

As águas do rio Solimões são ricas em sólidos minerais em suspensão e as espécies de mosquitos predominantes pertencem ao gênero *Mansonia* Blanchard, 1901, mas espécies de *Anopheles* se fazem presente em baixa densidade. Estes ambientes são importantes para o desenvolvimento das formas imaturas (larvas) de mosquitos.

Os fatores que afetam a sobrevivência das larvas e os mecanismos que controlam a produção de adultos são também em grande parte desconhecida, mesmo para espécies de vetores mais importantes (MINAKAWA et al., 1999).

4.1 IMPORTÂNCIAS DOS PARÂMETROS LIMNOLÓGICOS

As larvas de mosquitos por desenvolverem em ambiente aquático, estão sujeitos às variações de temperatura no ambiente e outros fatores. Imaturos que se desenvolvem em coleções hídricas de pequeno porte estão mais suscetíveis e mais expostas às flutuações ambientais. Por sua vez, desde que as larvas, em tempo maior ou menor, se mantenham junto à superfície líquida, sempre estarão sujeitas às variações de temperatura do macro e/ou do microclima. De modo geral, estudos estão sendo realizados com o crescimento dessas formas imaturas e temperatura (FORATTINI, 2002).

É reconhecida uma faixa de temperatura constituindo intervalos entre limite mínimo, correspondendo a retardamento ou mesmo a parada de desenvolvimento, e o máximo, correspondendo a efeito letal. Claro está que tal faixa variará de acordo com o grau de adaptação das espécies. De certa forma, a velocidade do desenvolvimento é reciprocamente relacionada com a duração do período larval, onde está positivamente relacionada com a temperatura (FORATTINI, 2002; CLEMENTS, 1992).

A taxa de mortalidade é usada para identificar essas faixas de temperaturas favoráveis ao desenvolvimento larval. Contudo, nesta podem interferir causas de morte que pouco tenha a ver com a temperatura, mesmo assim, julga-se aceitável o nível em que ocorra o máximo de desenvolvimento com o mínimo de mortalidade. Ressalvadas as variações específicas, essa faixa situa-se entre 20 e 30°C (FORATTINI, 2002; BAR-ZEEV, 1958).

Considera-se a influência deste fator nos aspectos morfológicos das formas adultas resultantes, destacando-se sua importância para a identificação, às formas da genitália masculina. É o que se observou, por exemplo, em *A. albimanus* em relação a diferentes níveis de temperatura nos quais as larvas foram criadas em laboratório (HRIBAR, 1996).

O pH atua sobre os organismos aquáticos que estão adaptados às condições de neutralidade. As alterações bruscas do pH podem acarretar o desaparecimento de determinados

organismos aquáticos que são sensíveis a tais mudanças. Valores fora das faixas naturais da região podem alterar o sabor da água e dentre outros (CETESB, 2001). Sioli (1968) observou nas águas do rio Negro uma variação do pH entre 4,0 a 4,5. Fato relevante é comentar sobre a Resolução Ambiental CONAMA n° 357/2005, que não se enquadra em nossa realidade.

Esta é a responsável pelas questões relacionadas à classificação das águas superficiais. Para o CONAMA, os valores de pH “aceitáveis” estão na faixa de 6,0 a 9,0 (BRASIL, 2005). No entanto, como já foi abordado, o pH natural da região é ácido (SIOLI, 1956), com uma variação de em média 4,0 a 4,5 (SIOLI, 1968). Alguns rios como o Negro e outros de coloração naturalmente escura, podem apresentar naturalmente pH entre 4,0 e 6,0 devido a concentração de substâncias húmicas. A toxicidade do pH está relacionada, dentre outras coisas, à sua influência na composição química da água. Valores de pH fora da faixa de 6,0 a 9,0, podem resultar na inibição parcial ou completa dos processos metabólicos (naturais) dos microorganismos envolvidos na estabilização da matéria orgânica, especialmente pelo processo anaeróbio (VIEIRA, 2011).

Sua cor é oriunda da drenagem dos solos ricos em solutos húmicos dissolvidos (compostos que contêm grupos hidroxilas com hidrogênios ionizáveis), provenientes da matéria orgânica em decomposição alóctone da floresta e compõem cerca de 50% do material orgânico solúvel, sendo responsável pelas características físico-químicas e químicas das águas do rio Negro que refletem a uma baixa condutividade e pH ácidos (entre 4,0 e 5,5) (CHAAR et al., 1997; LEENHEER; SANTOS, 1980). Portanto, estes valores estipulados para a região amazônica precisam ser repensados, visando respeitar as peculiaridades da mesma.

A condutividade elétrica é uma maneira indireta de se expressar a salinidade das águas, pois quanto maior a concentração de íons na água, maior a condutividade. A condutividade é fortemente influenciada pela temperatura, em virtude da solubilidade dos sais aumentarem com o aumento dessa variável. De acordo com Vieira (2011), a condutividade elétrica mede a capacidade que a água tem de transmitir corrente elétrica e está diretamente relacionada à concentração de espécies iônicas dissolvidas, principalmente inorgânicas. À medida que mais sólidos dissolvidos são adicionados, a condutividade específica da água aumenta, podendo indicar características corrosivas da água (CETESB, 2001).

As reações químicas do nitrogênio são muito importantes no funcionamento dos ecossistemas aquáticos. Uma de suas formas mais comuns, o nitrito, apresenta-se em baixas

concentrações em ambientes oxigenados. A maior pluviosidade pode aumentar a quantidade de matéria orgânica no rio e provocar um aumento da decomposição, provocando então uma maior concentração de nitrito. Já a amônia ou nitrogênio amoniacal ($\text{NH}_3 - \text{NH}_4^+$), quando presente em altas concentrações, influencia a dinâmica do oxigênio dissolvido no meio, podendo inclusive ser tóxica para os organismos presentes no ambiente. Além disso, acarreta na perda de nitrogênio pelo ecossistema, pois este elemento é um gás e difunde-se para a atmosfera (ESTEVEES, 1998). O oxigênio possui um papel interativo com o nitrogênio. Quando em baixas concentrações, o oxigênio dissolvido provoca uma inibição da nitrificação (etapa do ciclo do nitrogênio) gerando então uma acumulação de nitrito no ambiente (PRINCIC et al., 1998).

A concentração de fosfato é considerada um indicador do estado trófico de um ecossistema aquático (entrada de nutrientes no ecossistema), daí a importância na determinação de seus valores. As baixas concentrações de ortofosfato são comuns em ambientes oligotróficos tropicais, devido à alta temperatura, que aumenta consideravelmente o metabolismo dos organismos, aumentando assim a assimilação de ortofosfato e diminuindo sua concentração no ambiente (ESTEVEES, 1998).

Dentre os gases dissolvidos na água, o oxigênio (O_2) é um dos mais importantes na dinâmica e caracterização de ecossistemas aquáticos. A temperatura e a pressão são os dois principais fatores controladores diretos da concentração de oxigênio dissolvido na água. Como fator indireto, podemos citar a concentração de matéria orgânica (dissolvida e particulada) na água.

A relação entre a presença de formas imaturas de determinado mosquito e as populações de certos microrganismos está longe de estar firmemente estabelecida, ao menos para a maioria das espécies de culicídeos. De forma um tanto tradicional, tem-se admitido que as algas favoreçam o desenvolvimento de larvas de anofelinos. E isso não apenas pelo fato de lhes servirem de alimento, mas também pela circunstância de oxigenarem a água do criadouro. No entanto, nem sempre é factível o estabelecimento de tais associações. Segundo alguns, as dificuldades taxonômicas poderiam ser superados mediante o conhecimento de cerca de cinquenta grupos somente de diatomáceas (LAIRD, 1988).

As algas de água doce são muito diversificadas. Sua abundância depende de adequadas condições ecológicas. Certas espécies têm exigências ecológicas bem definidas permitindo o reconhecimento de meios com características especiais. Tais indivíduos são denominados

indicadores. São muito úteis na avaliação das condições sanitárias. Constituem, portanto, um subsídio natural para o saneamento aquático. A microflora em grande escala é a encarregada pela síntese de matéria prima para a realização das diversas transformações metabólicas nos organismos aquáticos (GOMES et al., 2002).

4.2 RESOLUÇÃO Nº 357, DE 17 DE MARÇO DE 2005

A Resolução do CONAMA (Conselho Nacional do Meio Ambiente) nº 357/2005 “Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências”.

Classifica as águas do território brasileiro, de acordo com a sua salinidade, em água doce (salinidade inferior ou igual a 0,5%) salobra (salinidade entre 0,5% e 30%) e salina (salinidade superior a 30%).

A Resolução do CONAMA nº 357/2005, classifica as águas doces em:

I - classe especial: águas destinadas:

- a) ao abastecimento para consumo humano, com desinfecção;
- b) à preservação do equilíbrio natural das comunidades aquáticas; e,
- c) à preservação dos ambientes aquáticos em unidades de conservação de proteção integral.

II - classe 1: águas que podem ser destinadas:

- a) ao abastecimento para consumo humano, após tratamento simplificado;
- b) à proteção das comunidades aquáticas;
- c) à recreação de contato primário, tais como natação, esqui aquático e mergulho, conforme Resolução CONAMA nº 274, de 2000;
- d) à irrigação de hortaliças que são consumidas cruas e de frutas que se desenvolvam rentes ao solo e que sejam ingeridas cruas sem remoção de película; e
- e) à proteção das comunidades aquáticas em Terras Indígenas.

III - classe 2: águas que podem ser destinadas:

- a) ao abastecimento para consumo humano, após tratamento convencional;
- b) à proteção das comunidades aquáticas;
- c) à recreação de contato primário, tais como natação, esqui aquático e mergulho, conforme Resolução CONAMA no 274, de 2000;
- d) à irrigação de hortaliças, plantas frutíferas e de parques, jardins, campos de esporte e lazer, com os quais o público possa vir a ter contato direto; e
- e) à aqüicultura e à atividade de pesca.

IV - classe 3: águas que podem ser destinadas:

- a) ao abastecimento para consumo humano, após tratamento convencional ou avançado;
- b) à irrigação de culturas arbóreas, cerealíferas e forrageiras;
- c) à pesca amadora;
- d) à recreação de contato secundário; e
- e) a dessedentação de animais.

V - classe 4: águas que podem ser destinadas:

- a) à navegação; e
- b) à harmonia paisagística.

4.2.1 Das condições e padrões de qualidade das águas

Os padrões de qualidade das águas determinados nesta Resolução estabelecem limites individuais para cada substância em cada classe. A qualidade dos ambientes aquáticos poderá ser avaliada por indicadores biológicos, quando apropriado, utilizando-se organismos e/ou comunidades aquáticas.

As águas doces de classe 1 observarão as seguintes condições e padrões:

I - condições de qualidade de água:

- a) não verificação de efeito tóxico crônico a organismos, de acordo com os critérios estabelecidos pelo órgão ambiental competente, ou, na sua ausência, por instituições nacionais ou

internacionais renomadas, comprovado pela realização de ensaio ecotoxicológico padronizado ou outro método cientificamente reconhecido.

- b) materiais flutuantes, inclusive espumas não naturais: virtualmente ausentes;
- c) óleos e graxas: virtualmente ausentes;
- d) substâncias que comuniquem gosto ou odor: virtualmente ausentes;
- e) corantes provenientes de fontes antrópicas: virtualmente ausentes;
- f) resíduos sólidos objetáveis: virtualmente ausentes;
- g) coliformes termotolerantes: para o uso de recreação de contato primário deverão ser obedecidos os padrões de qualidade de balneabilidade, previstos na Resolução CONAMA no 274, de 2000. Para os demais usos, não deverá ser excedido um limite de 200 coliformes termotolerantes por 100 mililitros em 80% ou mais, de pelo menos 6 amostras, coletadas durante o período de um ano, com frequência bimestral. A *E. coli* poderá ser determinada em substituição ao parâmetro coliformes termotolerantes de acordo com limites estabelecidos pelo órgão ambiental competente;
- h) DBO 5 dias a 20°C até 3 mg/L O₂;
- i) OD, em qualquer amostra, não inferior a 6 mg/L O₂;
- j) turbidez até 40 unidades nefelométrica de turbidez (UNT);
- l) cor verdadeira: nível de cor natural do corpo de água em mg Pt/L;
- m) pH: 6,0 a 9,0;
- n) sólidos dissolvidos totais: 500 mg/L;
- o) fósforo total (ambientes lênticos): 0,020 mg/L P; e
- p) Nitrato: 10,0 mg/L N.

Vale ressaltar que além destes, existem vários outros parâmetros de qualidade de água que a resolução CONAMA estipula e que todos os criadouros estudados fazem parte da classe I de águas doces, que abordam a preservação do equilíbrio natural das comunidades aquáticas e a preservação dos ambientes aquáticos em unidades de conservação de proteção integral, onde todos os padrões estabelecidos com seus valores seguem descritos acima.

5. CRIADOUROS

Em relação ao ambiente aquático, as formas imaturas de culicídeos são encontradas em vários habitats: desde a simples coleção líquida produzida pela precipitação pluvial até a que apresenta teor de salinidade em grau apreciável. Em tais condições extremas, a sobrevivência deve-se à capacidade de condicionamento homeostático com o meio interno, devido essencialmente à habilidade de regulação iônica e osmótica. Por isso as larvas de mosquitos podem ser incluídas entre os mais eficientes organismos reguladores aquáticos que se encontram no reino animal (FORATTINI, 2002).

Quase toda coleção de água doce é potencialmente utilizável como criadouro de formas imaturas de culicídeos. Algumas espécies selecionam poças ou latrinas com águas servidas, e outras têm preferência pelas grandes coleções líquidas, como lagos e rios, em cujas margens e remansos encontram o ambiente ideal para a postura e desenvolvimento das formas imaturas. Contudo, observa-se a existência de múltiplos tipos de especialização como pantanais florestados ou não, águas salobras, buracos em árvores, e muitos outros (MATTINGLY, 1969).

Criadouros de culicídeos constitui um ecótopo aquático ocupado por comunidades e esta se mostra muito diversificada em suas características ecológicas e biodiversidade. Este parâmetro está em função dos vários graus de adaptação a esse ambiente, por parte das populações que a constituem, porém com a presença das formas imaturas de mosquitos, sendo assim considerada uma comunidade do criadouro (FORATTINI, 2002).

Ao longo de sua evolução, os mosquitos desenvolveram o comportamento de se adaptarem a diferentes condições bióticas e abióticas dos locais de criação. A adaptação às diversas situações traduz-se atualmente pela multiplicidade de processos de oviposição, de crescimento embrionário, de eclosão e de desenvolvimento das formas imaturas. Tal ecletismo garante a sobrevivência nos meios modificados pelo homem (BECKER, 1989).

Através de estudos sobre o regime das águas, podemos calcular a presença de populações de culicídeos nos rios. Nas curvas dos rios, a velocidade da água diminui, chegando mesmo a parar e proporcionando o acúmulo local de variados detritos e de plantas aquáticas flutuantes, como *Eichhornia* (aguapé), *Salvinia* e *Pistia*, as quais oferecem ambiente favorável às larvas, permitindo-lhes o desenvolvimento (TADEI; MASCARENHAS; PODESTÁ, 1983; HUDSON, 1984). Na América Central, a associação de fatores representados por sombreamento parcial, a

presença de vegetação submersa (*Cabomba* spp.) e algas mostrou-se significativa para os criadouros desse mosquito (MANGUIN et al., 1996).

O mosquito se adapta a outros criadouros fora de seu habitat preferencial como estratégia de sobrevivência. Estudos sobre a distribuição geográfica de *A. darlingi* na Amazônia mostram uma grande incidência da espécie em áreas de águas pretas, como o rio Negro, Lago de Coari, Mamiá, entre outros e que no rio Solimões, predominam mosquitos do gênero *Mansonia* (TADEI, 2001; TADEI et al., 2003).

A característica físico-química da água para esta espécie até então não é um fator limitante para o desenvolvimento de mosquitos do gênero *Anopheles* (UNTI, 1942). Estas mesmas observações foram registradas por Tadei e colaboradores (1993; 1998) em estudos sobre os criadouros de anofelinos no rio Uatumã, na Hidrelétrica de Balbina/AM. Foi constatado que *A. oswaldoi* e *A. mediopunctatus* são espécies que mostram ampla tolerância de variação do pH do criadouro e que os tipos de algas presentes também não limitam a sua ocorrência. Em locais com presença de plantas aquáticas que formam uma infusão são locais preferenciais para oviposição as fêmeas de espécies de *Anopheles* (MAIRE, 1983).

Conclui-se que os criadouros de *A. darlingi* são formados por grandes coleções hídricas com águas limpas, profundas e pobres em sais minerais e matéria orgânica, possuindo pHs neutros ou levemente alcalinos essenciais para um bom desenvolvimento dos imaturos (UNTI, 1942; FORATTINI, 1962; ROZENDAL, 1987; TADEI et al., 1998).

5.1 CLASSIFICAÇÃO DOS CRIADOUROS

De acordo com critérios variáveis, foram apresentadas classificações dos criadouros através de estudos realizados na área. Os mais frequentes têm sido os referentes ao tempo de duração, à localização, à natureza da água, às dimensões e à iluminação. Mencionam-se as classificações propostas por Shannon (1931), Bates (1949), Forattini (1962), Mattingly (1969), Britz (1985) e Laird (1988).

Se tratando de epidemiologia, um aspecto dos mais significantes seria do tipo de criadouro ser *natural* ou *antrópico* (chamados de *artificiais*). Onde, os naturais são aqueles que são provenientes de fatores decorrentes na natureza, incluindo a influência dos vegetais e a ação dos animais silvestres. E o artificial são todas as coleções aquáticas que resultam da atividade

humana e/ou dos vegetais e animais domesticados. Abaixo são propostos os tipos de criadouros: (FORATTINI, 1962).

5.1.1 No solo:

a) Permanentes ou semipermanentes

-Superficiais

-Subterrâneos

b) Transitórios

5.1.2 Em recipientes:

a) Permanentes ou semipermanentes

b) Transitórios

Criadouros no solo ou recipientes referem-se à localização dos mesmos. Os classificados entre permanentes/semipermanentes e transitórios refere-se à duração, podendo adaptar-se a desenvolver suas formas imaturas em habitats pouco duráveis (FORATTINI, 2002).

Criadouros que possuem vegetação aquática presente e crescendo plenamente, indica que a água persiste no local por tempo suficiente para o criadouro ser considerado permanente, já nos casos de criadouros semipermanentes, estes sofrem as consequências da secagem periódica, natural ou artificial. Entretanto, se não for observada a presença de macrófitas, este criadouro é considerado de curta duração e classificado como transitório. Critérios acima citados aplicam-se somente aos criadouros de solo. No caso dos recipientes, a presença da água pode ser constatada por si só e depende, em linhas gerais, do volume do recipiente (FORATTINI, 2002).

As classificações de criadouros entre superficiais e subterrâneos são aplicados aos criadouros no solo, formados abaixo da superfície. Podemos mencionar os buracos feitos por caranguejos (naturais) e os poços feitos pelo homem para a retirada de água (antrópicos). Geralmente é considerado que espécies do gênero *Anopheles* e *Culex* frequentem criadouros no solo, e do gênero *Aedes* criadouros em recipientes. Atualmente considera-se a adaptação dos culicídeos a novos ambientes, principalmente os antrópicos, processo evolutivo ininterrupto. A atividade humana nos dias atuais está agindo como um fator que induz essa evolução (FORATTINI, 2002).

6. MACRÓFITAS AQUÁTICAS

As macrófitas aquáticas são vegetais que retornaram ao ambiente aquático e apresentam, dessa forma, algumas características de vegetais terrestres e grande capacidade de adaptação a diferentes tipos de ambientes (ESTEVES, 1998). Pott e Pott (2000) destacam a importância das macrófitas nos ecossistemas aquáticos, por pertencerem à base da cadeia alimentar e por serem componentes estruturais e do metabolismo dos ecossistemas aquáticos tropicais.

Possuem papel ecológico nos ecossistemas aquáticos continentais, contribuindo para estruturação física do ambiente e fornecendo substrato, abrigo e alimento para diversas espécies de vertebrados e invertebrados, além de contribuírem para ciclagem de nutrientes (ESTEVES, 1998).

Participação da comunidade do criadouro como plantas aquáticas e constituem o hábitat larvário dos mosquitos. Essa associação pode apresentar-se bastante íntima para alguns culicídeos, como os Mansonini, que dependem da vegetação aquática para poderem realizar as trocas respiratórias através da fixação nelas. Também utilizado como abrigo natural para as larvas de anofelinos (FORATTINI et al., 1994).

Em novos habitats favoráveis criados para o desenvolvimento das macrófitas, é esperada a colonização e alterações estruturais dessa assembléia correlacionadas com a ontogenia do ambiente aquático. Com o aumento da riqueza de espécies é esperado a evolução de um ambiente oligotrófico para mesotrófico (DICKINSON; MURPHY, 1998).

Com a participação das macrófitas aquáticas naturais na comunidade dos criadouros, resultou então a classificação de tipos de macrovegetação aquática a qual, de maneira geral, pode ser apresentada na Figura 3 (HESS; HALL, 1945; FORATTINI, 1962), com os respectivos exemplos (JOLY, 1976):

6.1 EMERGENTE

Formado pelas plantas que apresentam grande parte ultrapassando o nível da superfície líquida. De acordo com seu aspecto pode-se reconhecer os subtipos seguintes:

- a. **Erecto:** Neste, os caules mostram-se com o porte firme, enquanto as folhas podem ser largas ou laminares. Como exemplo daquelas, pode-se mencionar os gêneros *Echinodorus* (chapéu-de-couro), *Montichardia* (aninga), *Pontederia*, *Sagittaria* e *Zantedeschia* (copo-de-leite). No que tange as segundas, pode-se exemplificar com *Cyperus* (papiro) e *Typha* (taboa).

- b. **Flexível e/ou tapizante:** Nestes vegetais, os caules se estendem, em boa parte, acima do nível da água. Todavia, são flexíveis, ao menos em certa medida, e as folhas são moles. Ou então, são caules curtos, formando touceiras que se espalham em extensões variadas. Constitui exemplo o gênero *Myriophyllum* (pinheiro-d'água), que mostra folhas submersas com aparência diferente daquelas emersas.

6.2 FLUTUANTE

Fazem parte as plantas cujo caule, quando evidente, não ultrapassa a superfície líquida. Assim sendo, mantêm-se, de forma permanente, flutuando no criadouro. Reconhecem-se os subtipos seguintes:

- a. **Pleustônico:** É constituído pelas plantas que flutuam, em seu todo, ocupando, pois a interface ar/água. Podem formar touceiras que chegam a cobrir toda a superfície do criadouro. Pode-se exemplificar com os gêneros *Eichhornia* (aguapé, *water hyacinth*), *Hydromystria*, *Lemna* (lentilha-d'água, *water lentil*), *Pistia* (erva-de-santa-luzia, *water lettuce*).

- b. **Epineustônico:** Formado pelos vegetais que se mantêm parcialmente na superfície líquida enquanto, graças a seus longos pecíolos, fixam-se no fundo e alcançam as raízes. Como exemplos, pode-se mencionar os gêneros *Cabomba* e *Nymphaea* (nenúfar).

6.3 SUBMERSO

São plantas que são predominantemente hiponeustônicas, isto é, participam da comunidade que crescem abaixo da superfície líquida do criadouro. Os gêneros *Najas*, *Potamogeton*, *Sphagnum* (briófito) e *Utricularia* constituem exemplos desta categoria.

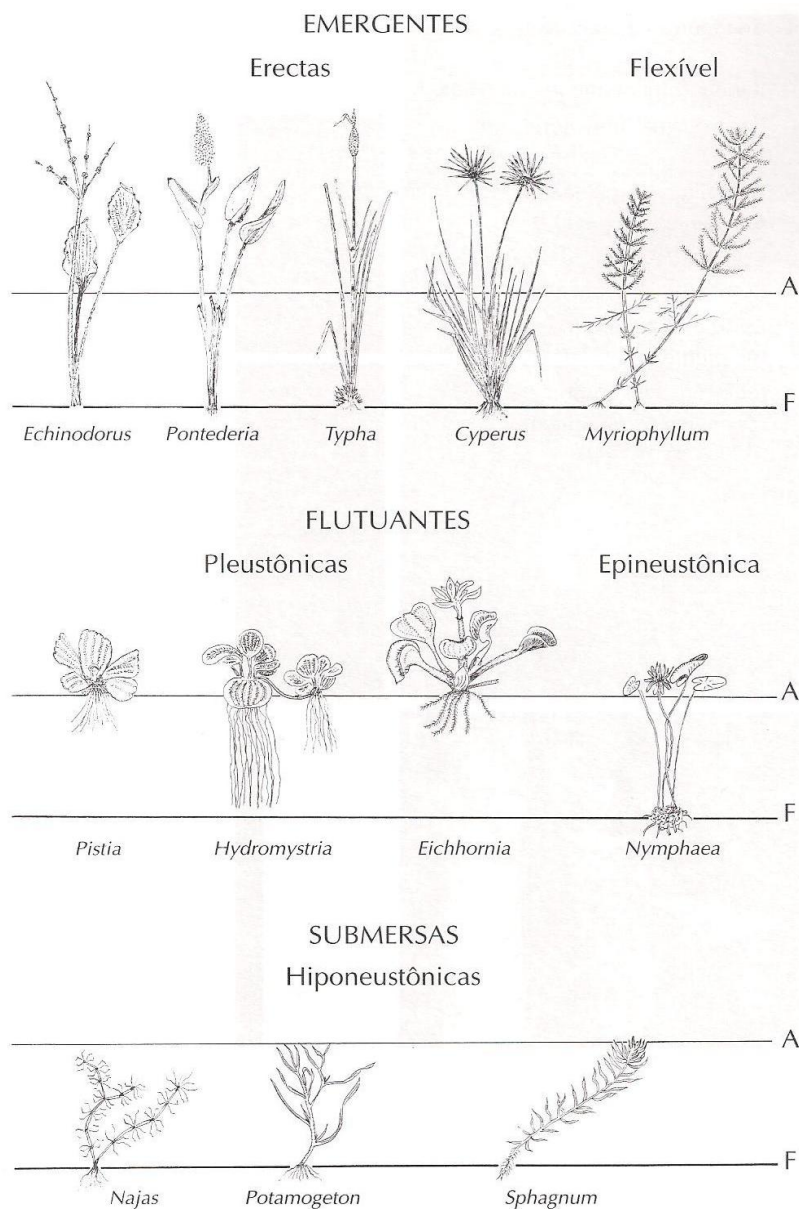


Figura 3. Representação esquemática dos principais tipos de macrovegetação aquática encontrados nas comunidades dos criadouros de culicídeos. (A – Superfície líquida; B – Fundo do criadouro). Fonte: FORATTINI, 2002.

7. JUSTIFICATIVA

A floresta Amazônica abriga uma rica diversidade de fauna e flora com um regime hidrológico particular. Neste, a presença de chuvas influencia diretamente na diversidade de culicídeos, uma vez que pode oferecer uma ampla diversidade de criadouros para o desenvolvimento de imaturos deste grupo.

Trabalhos realizados em caracterizar o criadouro são escassos, especialmente na região amazônica, onde alguns abordaram um ou outro parâmetro. Sendo assim, a realização deste estudo é muito importante, pois se propõe a analisar as interações entre as espécies de *Anopheles* presentes e as condições bioecológicas dos criadouros, considerando além dos parâmetros limnológicos, as espécies de macrófitas e algas.

Justifica-se, portanto, a necessidade de realizar estudos sobre o hábitat larval do vetor, no que diz respeito aos anofelinos. Contudo, o presente trabalho procura elucidar e conhecer mais sobre a ecologia do hábitat larval dos anofelinos, em especial dos criadouros artificiais nas proximidades da cidade de Manaus, sendo este o principal foco do trabalho, pois ele é um nicho recém-ocupado, onde o conhecimento sobre ele se torna uma ferramenta para um melhor direcionamento nas técnicas de controle, sendo de importância para saúde pública podendo ocasionar surtos de malária nas regiões periurbanas, necessitando de um sistema de monitoramento nestes ambientes.

8. OBJETIVOS

8.1 OBJETIVO GERAL

- Caracterizar criadouros artificiais de anofelinos utilizando parâmetros entomológicos, limnológicos e ficológicos na área metropolitana de Manaus, Amazonas.

8.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Caracterizar os criadouros artificiais através dos parâmetros ambientais;
- Avaliar a abundância, densidade e diversidade de espécies de *Anopheles* nos criadouros artificiais;
- Avaliar a abundância, riqueza e diversidade de macrófitas;
- Avaliar a abundância, frequência e diversidade de fitoplâncton;
- Analisar os parâmetros limnológicos presentes nos criadouros como: pH, temperatura, condutividade elétrica, turbidez, sólidos totais em suspensão, oxigênio dissolvido, nitrato e fosfato;
- Relacionar os parâmetros bióticos e abióticos com as espécies de *Anopheles*.

9. MATERIAL E MÉTODOS

As coletas foram realizadas na área metropolitana da cidade de Manaus em criadouros artificiais situados na Rodovia AM-10 (P.1, 2), Puraquequara/Brasileirinho (P. 5, 6, 7, 8, 9, 10) e Cacau Pirêra (P. 3, 4) durante 2011 (Figura 4). As demais informações dos respectivos pontos estão descritos na Tabela 1.

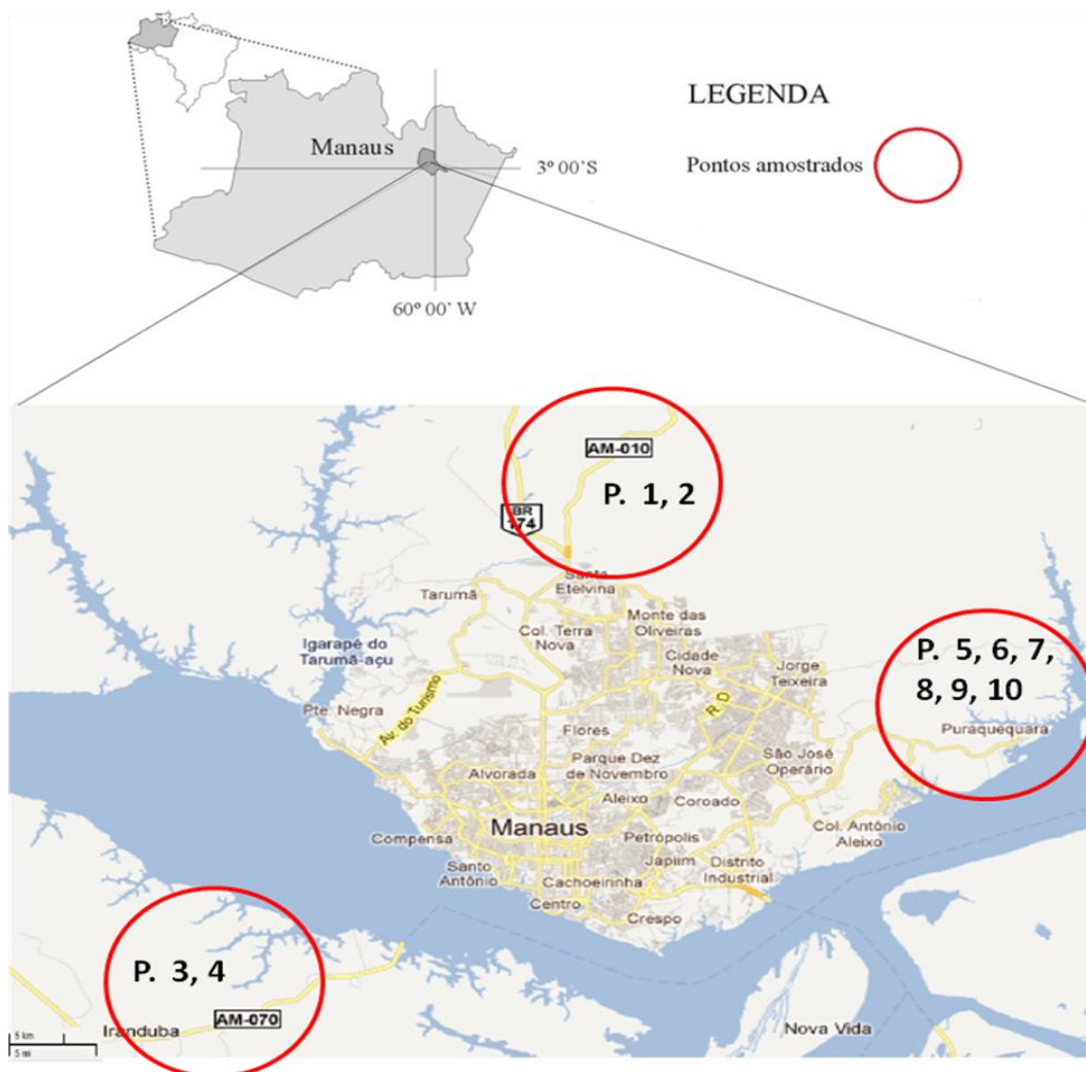


Figura 4. Área de estudo: Localização dos criadouros analisados na região Metropolitana de Manaus, AM. (Fonte: Google imagens, modificado por Arcos, A. N.)

Tabela 1. Locais de coleta de imaturos de *Anopheles* com suas características de classificação e coordenadas geográficas.

Criadouros Artificiais	Tipo	Data da Amostragem	GPS
			S 01° 75. 811'
P.1 AM 10	Tanque de Piscicultura / Permanente	28/6/2011	W 096° 79. 586'
			S 01° 75. 763'
P.2 AM 10	Tanque de Piscicultura / Permanente	28/6/2011	W 096° 79. 596'
			S 03° 10. 186'
P.3 Cacau Pirêra	Poças de Olaria / Permanente	6/8/2011	W 060° 05. 417'
			S 03° 10. 203'
P.4 Cacau Pirêra	Poças de Olaria / Permanente	6/8/2011	W 060° 05. 427'
			S 03° 02. 760'
P.5 Puraquequara	Tanque de Piscicultura / Semipermanente	12/8/2011	W 059° 52. 874'
			S 03° 03. 081'
P.6 Puraquequara	Barragem / Permanente	19/10/2011	W 059° 53. 594'
			S 03° 03. 304'
P.7 Puraquequara	Tanque de Piscicultura / Permanente	21/10/2011	W 059° 53. 533'
			S 03° 03. 230'
P.8 Puraquequara	Barragem / Transitório	25/10/2011	W 059° 53. 847'
			S 03° 01. 236'
P.9 Brasileirinho	Barragem / Permanente	26/10/2011	W 059° 54. 664'
			S 03° 02. 580'
P.10 Puraquequara	Barragem / Permanente	28/10/2011	W 059° 52. 835'

Dentre os criadouros selecionados para amostragem, os “artificiais” são aqueles que resultam da atividade humana (FORATTINI, 1962), como os tanques de piscicultura, barragens e poças de olaria.

9.1 COLETA DE IMATUROS

A coleta de imaturos ocorreu com a mesma periodicidade das coletas de água, sendo investigados criadouros artificiais. As larvas foram coletadas com o auxílio de concha padrão com capacidade volumétrica de aproximadamente 350 mL, abertura de 11 cm e cabo de manuseio de um metro para alcançar as áreas em torno dos criadouros. Em cada criadouro foi realizado um esforço amostral de 20 minutos de coleta (Figura 5).

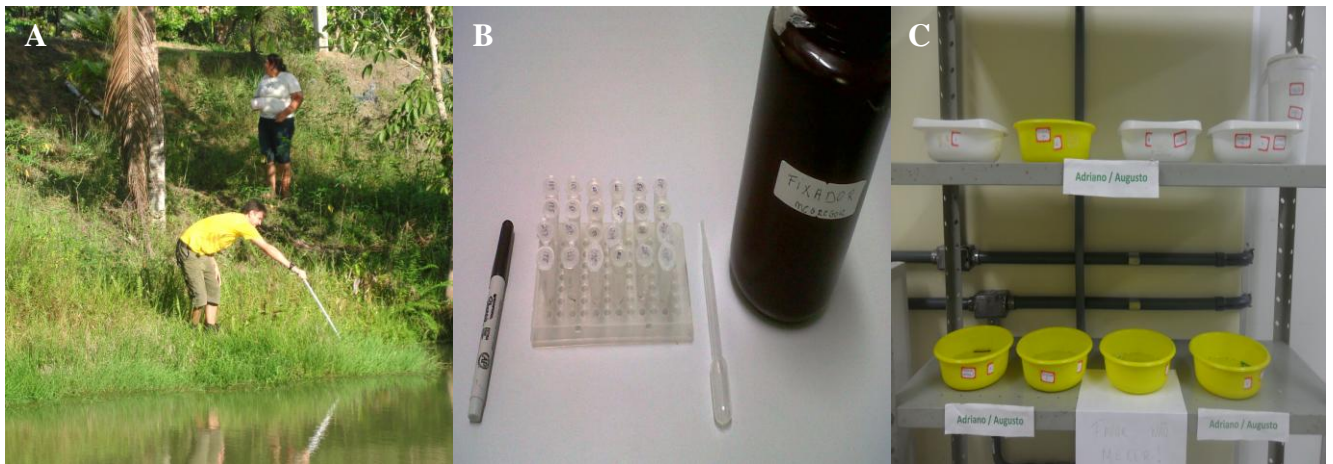


Figura 5. (A) Coleta de larvas na borda do criadouro; (B) Fixação das larvas de 4º instar em solução MacGregor; (C) Manutenção dos imaturos em laboratório. (Fonte: Arcos, A. N.)

Todas as larvas de 4º estágio foram fixadas na hora da coleta em solução Macgregor (Borax 5g, Glicerina 2,5 mL, Formol 4%- 10 mL e água Destilada 987,5 mL), utilizada na rotina do laboratório. Os demais estádios passaram a ser criados em laboratório até para a obtenção dos adultos, facilitando o processo de identificação em nível específico. Exemplares em fase pupal foram separados em recipientes para a emergência dos adultos.

Para a criação das larvas foram utilizadas bandejas esmaltadas, onde eram alimentadas com uma solução de oito partes de farinha de peixe (do mar) peneirada e, uma parte de pó de fígado, diluídos em 1L de água (SANTOS et al., 1981; SCARPASSA; TADEI, 1990). Os espécimes ficaram sob condições controladas de alimentação, temperatura ($26 \pm 2^\circ\text{C}$), umidade relativa superior a 85% e fotoperíodo (12 h).

A identificação morfológica no laboratório foi realizada com o auxílio das chaves dicotômicas propostas por Gorham et al. (1967), Faran (1980), Faran e Linthicum (1981) e Consoli e Lourenço-de-Oliveira (1994).

9.2 COLETA DE ÁGUA

Em campo, foram coletadas amostras de água em cada criadouro e armazenadas em frascos estéreis, posteriormente conduzidas ao Laboratório de Química Ambiental do CDAM/INPA, para determinação dos parâmetros físicos e químicos conforme tabela 2 (Figura 6). Utilizou-se equipamentos portáteis (Orion pH 290A+, YSI Dissolved oxygen e VWR “EC METER” 2052), para medição em situ do pH, oxigênio dissolvido, temperatura e condutividade elétrica. As amostras de água para determinação de fosfato e nitrato foram analisadas através da técnica de cromatografia de íons no aparelho DIONEX (APHA, 1985).

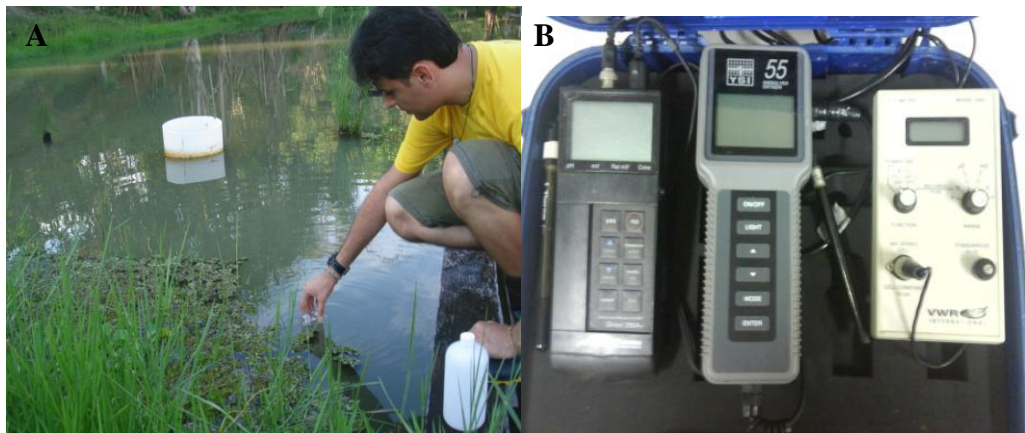


Figura 6. (A) Coleta de água no criadouro; (B) Aparelhos portáteis de medidas em campo “pHmetro, oxímetro e condutivímetro”. (Fonte: Arcos, A. N. 2011)

Para análise dos Sólidos Totais em Suspensão, amostras de água foram trazidas de todos os criadouros amostrados em garrafas plásticas de 500 mL. Essa análise consiste em verificar a quantidade de material em suspensão na amostra de água pela técnica gravimétrica (APHA 1985). Consiste nas seguintes etapas:

Levar o filtro de acetato de celulose (47mm - 0.7 μm) virgem e após filtragem para a estufa a 105°C por 3horas, após isso ele foi esfriado no dessecador para o balanceamento da temperatura e encaminhado para a primeira pesagem em balança analítica. O procedimento de secagem e pesagem foi repetido até a obtenção do peso constante (P_1) e (P_2). A seguir segue o cálculo da concentração para obtenção dos valores:

$$\text{mg STS/L} = \text{P2} - \text{P1} \times 1000 / \text{Vol. Filtrado (L)}$$

Onde: P1 é o peso constante após filtragem e P2 o peso constante do filtro virgem.

Tabela 2. Parâmetros físicos e químicos e metodologias utilizadas.

Parâmetros	Métodos
Sólidos Totais em Suspensão	Gravimétrico
Fósforo	Cromatografia de íons
Nitrato	Cromatografia de íons
Oxigênio Dissolvido	Potenciométrico
Potencial Hidrogeniônico pH	Potenciométrico
Condutividade Elétrica	Potenciométrico
Temperatura	Potenciométrico

9.3 COLETA DE MACRÓFITAS

Para verificação da diversidade de macrófitas presentes no ambiente, foram realizadas coletas de de vegetação submersa e flutuante, obtendo amostras frescas presentes nos criadouros (Figura 7). Logo em seguida encaminhadas ao laboratório e identificadas por comparação com o material do Herbário de Macrófitas Aquáticas do Projeto INPA/Max-Planck (STODOLA, 1967; POTT; POTT, 2000; LORENZI, 2000; SOUZA; LORENZI, 2005).



Figura 7. Coleta de macrófitas flutuantes e submersas em todo o criadouro. (Fonte: Arcos, A. N. 2011)

9.4 COLETA DE ALGAS

Para coleta das microalgas planctônicas, foi utilizada uma rede de plâncton de 20 μm de abertura da malha com 20 cm de diâmetro e 30 cm de comprimento. Foi feito um arrastão na coluna d'água próximo da margem dos criadouros, obtendo amostras que foram armazenadas em frascos de vidro de 40 mL e fixados com solução Transeau (6:3:1), sendo utilizada na proporção de 1:1 com água da amostra (Figura 8). O material coletado foi encaminhado para o Laboratório de Plâncton do CBIO/INPA para identificação com auxílio de literatura especializada (BICUDO; MENEZES, 2006).



Figura 8. (A) Rede de coleta de fitoplâncton; (B) Coleta em campo; (C) Transferência de material coletado para frascos com fixador. (Fonte: Arcos, A. N. 2011)

9.5 PARÂMETROS FÍSICOS E AMBIENTAIS DOS CRIADOUROS

As informações referentes à estrutura do criadouro foram anotadas em uma planilha de campo para notificação de características como: coordenadas geográficas, exposição ao sol, área sombreada, água corrente, criadouro permanente, temporário ou transitórios, mata ciliar e vegetação marginal. Dados de temperatura, umidade relativa do ar e velocidade do vento foram obtidos com o aparelho termo-hidro anemômetro digital Kestrel 3000.

O índice pluviométrico (mm) foi obtido através da estação meteorológica automática instalada em Manaus (A101) e solicitado através do INMET (Instituto Nacional de Meteorologia) aos cuidados do Dr. Alaor Moacyr Dall'Antonia Junior, sendo estes descritos para melhor caracterizar os criadouros estudados.

9.6 ANÁLISE DE DADOS

9.6.1 Índice de Larvas por Homem-Hora - ILHH

O ILHH resulta de uma relação entre o número de larvas capturadas, dividido pelo número de coletores, e pelo número de horas de coleta e o número de locais de coletas. Para dimensionar a densidade larvária nos diferentes estádios, adotou-se o cálculo do Índice de Larva por Homem/Hora (ILHH), seguindo a fórmula descrita por Tadei et al., (2007):

Equação:

$$ILHH = \sum_{i=1}^L \left(\frac{N}{C \times h} \right)$$

onde: N = nº exemplares de larvas, C = nº de coletores, h = nº de horas de coleta e L = nº de locais de coleta.

O ILHH além de ser um índice de avaliação da densidade de larvas, é importante, pois permite também localizar pontos de maior receptividade para produção de anofelinos (TADEI, 2001).

9.6.2 Índice de Diversidade de Shanon-Wiener

Foi aplicado o índice para avaliar a diversidade de larvas de anofelinos, macrófitas e fitoplâncton nos criadouros, onde este foi proposto por Shanon (1948), e possui uma vantagem em relação aos índices de Margalef, Gleason e Menhinick, pois é apropriado para amostras aleatórias de espécies de uma comunidade ou sub-comunidade ou sub-comunidade de interesse, e é estimado através da seguinte equação:

$$H' = -\sum P_i \text{Log } p_i$$

Onde: p_i é a proporção da espécie em relação ao número total de espécimes encontrados nos levantamentos realizados.

Para os cálculos foi utilizado o programa DivEs - Diversidade de espécies, Versão 2.0 - 2005 (Rodrigues, 2005).

9.6.3 Análise de Regressão Múltipla

O objetivo da Análise de Regressão é identificar relações de causa e efeito entre variáveis independentes X_i e uma variável de resposta Y . Utilizada para verificar a relação entre a abundância larval de anofelinos e a riqueza de macrófitas e algas.

Identificadas as variáveis que apresentam correlação forte com Y , determina-se a função matemática que melhor expressa esta relação. Esta função pode ser linear ou não linear, simples ou com múltiplas variáveis. O primeiro modelo a ser estudado é denominado regressão linear simples, sendo utilizado o programa STATISTICA ® 8.0, e os resultados foram considerados significativos quando o nível de significância foi ($p < 0,05$) (STATSOFT, INC., 2007).

Para aplicar o modelo devemos definir a priori a variável explicativa ou independente (X) e a variável explicada ou dependente (Y). A relação entre as variáveis deve ser explicada teoricamente dentro da área de estudo.

9.6.4 Análise de Correlação Canônica (CCA)

Foi realizado a CCA para relacionar os parâmetros limnológicos com a densidade larval nos criadouros, assim como o Teste de Mantel e o Procrustes, é uma técnica indicada quando se deseja comparar duas matrizes de dados coletados simultaneamente, a fim de conhecer a relação entre elas (Exemplo: conjunto x = abundância de espécies; conjunto y = variáveis ambientais).

O objetivo da CCA é encontrar combinações lineares (= variáveis canônicas) que maximizem a correlação entre os dois conjuntos de dados. Ou seja, será encontrada uma combinação linear dentro de cada conjunto de dados de forma que a Correlação de Pearson entre elas seja a maior possível. Sendo assim, os escores dessas combinações lineares serão fortemente correlacionados, mostrando quais variáveis estão mais relacionadas entre si.

As planilhas foram organizadas e importadas para o programa PC-ORD versão 5.1, para geração do gráfico (MCCUNE; MEFFORD, 1999).

10. RESULTADOS

10.1 CARACTERIZAÇÃO DOS CRIADOUROS

Os criadouros P1 e P2 mostraram-se com características naturais, tanto na sua estrutura quanto nos parâmetros analisados, ficavam dispostos um ao lado do outro distante da área urbana com influência de um lago natural com nascente própria. Os tanques de piscicultura são antigos cuja atividade de criação de peixe é doméstica e não comercial, favorecendo a tomada de um equilíbrio ecológico no criadouro e disponibilizando recursos para o desenvolvimento de larvas de anofelinos, além de outros culicídeos e macroinvertebrados aquáticos. A velocidade do ar foi em média 1,3 m/s (metros por segundo), temperatura de 29,5 °C e umidade relativa do ar em 79,3%. São ambientes parcialmente sombreados e ensolarados com mata ciliar e vegetação marginal, nesta foi encontrado associado um grande número de larvas durante as coleta e foram classificados em permanentes apresentados respectivamente nas figuras 9 e 10.



Figura 9. Criadouro P1, tanque de piscicultura permanente localizado na rodovia AM 10.



Figura 10. Criadouro P2, tanque de piscicultura permanente localizado na rodovia AM 10.

Nas poças de olaria P3 e P4, as características do ambiente são diferentes, localizados próximos à área urbana e estrada. Feitos para retirada de argila para fabricação de tijolos, as poças ou buracos de olaria são deixados abertos e ao longo do tempo vão enchendo de água através das precipitações pluviométricas. Nestes pontos de coleta pode-se observar um ambiente em mudança, onde o P3 (Figura 11) é um criadouro mais antigo em comparação ao P4, com reduzida presença de mata ciliar devido a retirada pelos oleiros e pouca vegetação marginal, com grande quantidade de material orgânico, dando uma coloração turva à água nos dois criadouros. No entanto, o criadouro P4 é mais recente, ainda em fase de estruturação para oferecer requerimentos necessários para o desenvolvimento de várias espécies aquáticas e terrestres de acordo com a figura 12. Pela falta da mata ciliar, o ambiente recebe mais raios solares, aumentando a temperatura nos criadouros e impedindo até o estabelecimento de algumas espécies de anofelinos. Os dois criadouros foram considerados permanentes e encontravam-se próximos, com velocidade do ar em média 1,6 m/s, 32 °C e umidade relativa do ar em 70,0%.



Figura 11. Criadouro P3, poça de olaria permanente localizado no Cacau Pirêra.



Figura 12. Criadouro P4, poça de olaria permanente localizado no Cacau Pirêra.

O criadouro P5 é um tanque de piscicultura em atividade com proximidade à mata e residências. Este é um criadouro com a ação do homem diariamente, não apresentado vegetação marginal devido à limpeza da borda do tanque, com moderada presença de mata ciliar, sendo semipermanente com influência de outro tanque maior que é abastecido por uma nascente. Este possui a velocidade do vento de 1,8 m/s, apresentando 31,5 °C com a umidade relativa do ar em 69,0 % (Figura 13).



Figura 13. Criadouro P5, tanque de piscicultura semipermanente localizado no Puraquequara.

Além destes tipos de criadouros, também foram analisadas as barragens que possuem características de ambientes naturais. Os criadouros P6 e P7 estão dentro desta classificação, sendo um curso d'água alimentado por uma fonte permanente "nascente", onde foi realizada uma barreira para represar e aumentar a área de cobertura desse ambiente, utilizado para piscicultura, abastecimento e lazer, representados nas figuras 14 e 15 respectivamente. Estes pontos de coleta apresentavam velocidade do ar em média 1,5 m/s, com a temperatura de 29,4 °C e umidade relativa do ar em 71,1%. Também encontrada uma vasta cobertura vegetal, com presença de mata ciliar e macrófitas. Apresentavam características ambientais favoráveis para o estabelecimento e desenvolvimento de várias espécies de anofelinos, sendo observada em campo uma maior

abundância de anofelinos coletados junto à macrófitas, estes pontos estavam situados nas áreas periurbanas e afastados de residências.



Figura 14. Criadouro P6, barragem permanente localizada no Puraquequara.



Figura 15. Criadouro P7, tanque de piscicultura permanente localizado no Puraquequara.

O ponto P8 é uma barragem de pequeno porte e foi o menor criadouro estudado. O mesmo possuía características não favoráveis para a presença do anofelino, porém foi coletado em baixa densidade. Apresentava temperatura de 33,6 °C, com velocidade do ar de 1,2 m/s e umidade em 63,1%, constitui uma área com muita penetração de raios solares, pouca mata ciliar, nenhuma vegetação marginal com uma barragem circular utilizada para captação de água com tonalidade esverdeada (Figura 16).



Figura 16. Criadouro P8, barragem transitória localizada no Puraquequara.

Enfim, os pontos P9e P10 são barragens de médio porte situadas em áreas próximas à mata ciliar, sendo alimentados por uma nascente com uma estrutura bastante rica em vegetação marginal, macrófitas, material alóctone e incluindo alguns vertebrados nestes criadouros (Figura 17 e 18). Durante a coleta a temperatura apresentou em média 30 °C, com velocidade do ar em 0,8 m/s e umidade relativa em 86,1%. Os mesmos encontravam-se próximos a outros criadouros de grande porte para criação de peixes e recreação. Mais uma vez é observada a grande densidade e diversidade de anofelinos presentes junto à macrófitas e vegetação marginal, firmando mais ainda a importância dessa vegetação como microhabitat e fonte de alimentação para estas espécies.



Figura 17. Criadouro P9, barragem permanente localizada no Brasileirinho.



Figura 18. Criadouro P10, barragem permanente localizada no Puraquequara.

10.2 ABUNDÂNCIA E DENSIDADE LARVAL (ILHH) DE ANOFELINOS

Em todos os criadouros foram encontradas espécies de *Anopheles*, cuja densidade e diversidade variaram entre elas. No tanque de piscicultura P1 apenas o *A. triannulatus* com 31 indivíduos foi identificado, mostrando moderada abundância, com ILHH 0,7 indivíduo por minuto, ou seja, quase uma larva por minuto de coleta. Em seguida o P2 foi representado por 24 espécimes de *A. triannulatus*, 2 *A. albitarsis* e 1 indivíduo de *A. darlingi*, mesmo com um número maior de espécies, sua abundância foi igual ao P1 apresentando um ILHH 0,7 conforme a tabela 3.

As poças de olaria mostraram-se com uma maior diversidade de espécies em baixa quantidade, onde o P3 com ILHH 0,9 foi registrado com 18 *A. nuneztovari*, 9 *A. albitarsis* e 2 *A. triannulatus*, 4 *A. peryassui* e 1 *A. oswaldoi*, entretanto, o ponto P4 apresentou espécies pouco presentes nestes criadouros como 5 *A. nuneztovari*, 1 *A. darlingi* e 1 *A. albitarsis*, porém com um baixo ILHH 0,1. Uma característica importante observada no criadouro P5 foi os 39 indivíduos de *A. darlingi* identificados, além das demais espécies como 11 *A. nuneztovari*, e 2 *A. albitarsis* com o ILHH 2,4, sendo maior em relação aos anteriores.

À medida que o tipo de criadouro muda, também acompanha essa mudança a diversidade de anofelinos presentes nos mesmos. Um exemplo claro é o ponto P6, sendo uma barragem que possui uma grande diversidade em comparação aos demais, tal resultado pode ser reflexo do ambiente mais natural. Foram identificados em grande densidade 156 *A. triannulatus*, 36 *A. darlingi*, porém algumas espécies mantiveram-se presentes nos criadouros com números baixos de indivíduos como o *A. nimbus* com 5 indivíduos, 3 *A. nuneztovari*, 2 *A. brasiliensis* e 1 *A. albitarsis*, onde seu ILHH foi de 4,4.

Resultado observado também no criadouro P7 quando se refere a diversidade, o *A. nimbus* foi encontrado com 74 indivíduos, o *A. darlingi* com 47 e 27 *A. triannulatus* com elevada densidade e 3 *A. brasiliensis* e 1 *A. oswaldoi* com baixa densidade, resultando em um ILHH de 5,1, quantidade expressiva no criadouro. Entretanto o P8 foi marcado com uma baixa densidade, possuindo seu ILHH 0,9, constituído de 7 *A. darlindi*, 2 *A. triannulatus* e 1 *A. nimbus*. Tal criadouro era pequeno e com constante interferência humana, com realização de limpezas no local podendo interferir na presença do anofelino.

O criadouro P9 apresentou o mais elevado índice de larva por homem hora de 9,5 larvas por minuto de coleta, distribuídas em 139 *A. triannulatus*, 17 *A. darlingi*, 4 *A. braziliensis* e 2 *A. albitarsis*. Este criadouro oferecia todos os requerimentos para o estabelecimento dos anofelinos, contemplada com uma estrutura rica e diversa na barragem. Enfim o P10, apresentou uma rica diversidade de anofelinos com moderada densidade: 31 *A. braziliensis*, 28 *A. triannulatus*, 16 *A. albitarsis*, 9 *A. darlingi*, 5 *A. nuneztovari* e 3 *A. deaneorum*, possuindo um ILHH de 3,5.

Tabela 3. Número de indivíduos por espécie e índice de larva por homem-hora (ILHH) nos criadouros estudados.

Espécies	Criadouros Artificiais									
	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10
<i>Anopheles triannulatus</i>	31	24	2	0	0	156	27	2	139	28
<i>Anopheles albitarsis</i>	0	2	9	1	2	1	0	0	2	16
<i>Anopheles darlingi</i>	0	1	0	1	39	36	47	7	17	9
<i>Anopheles nuneztovari</i>	0	0	18	5	11	3	0	0	0	5
<i>Anopheles oswaldoi</i>	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0
<i>Anopheles peryassui</i>	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anopheles braziliensis</i>	0	0	0	0	0	2	3	0	4	31
<i>Anopheles nimbus</i>	0	0	0	0	0	5	74	1	0	0
<i>Anopheles deaneorum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
ILHH	0,7	0,7	0,9	0,1	2,4	4,4	3,8	0,9	9,5	3,5

10.3 ANÁLISES LIMNOLÓGICAS

Cerca de 84% dos parâmetros se comportaram dentro dos valores estipulados pela resolução CONAMA 357/2005 que estipula valores de corpos de água naturais para a manutenção da vida aquática de acordo com a tabela 4. Entretanto, os criadouros P3, P4 e P5, por sofrerem mais com a ação do homem, apresentaram valores de oxigênio dissolvido abaixo do estipulado pelo CONAMA, variando de 2,3 a 4,3 mg/L, sendo considerado baixo para o

estabelecimento de vários organismos aquáticos e uma qualidade de água aceitável. Além destes, os pontos P6, P8, P9 e P10 também apresentaram uma quantidade de oxigênio dissolvido abaixo de 6.0 mg/L.

Observa-se também que nos pontos P3, P4, P5, P6 e P10 a temperatura da água mostrou-se mais elevada, tais valores não irão impedir o ciclo de vida do anofelino, porém acelera o seu desenvolvimento e conseqüentemente tal aumento da temperatura irá influenciar na condutividade elétrica da água a partir da quantidade de sólidos totais em suspensão, observada nos pontos P2, P4, P5, P7, P8 e P9, contendo íons dissolvidos onde quanto maior a quantidade de íons presente na água por meio natural ou antrópico, maior será sua condutividade.

Em ambientes lênticos naturais o pH está padronizado entre 6.0 e 9.0, entretanto alguns criadouros não se enquadraram nestes valores como os pontos P1, P7, P8 e P9, ficando abaixo do recomendado pela resolução.

Valores de turbidez, sólidos totais em suspensão, nitrato e fosfato mostraram-se dentro dos padrões estabelecidos pelo CONAMA em ambientes lênticos em todos os criadouros.

Tabela 4: Parâmetros limnológicos analisados dos criadouros artificiais.

Criadouros	Temp. °C	pH	O 2 mg/L	Cond. µS/cm	Turb. NTU	STS mg/L	Nitrato ppm	Fosfato ppm
P. 1	28,7	5,9*	5,9*	7,4	25,7	9,4	0,03	0,00
P. 2	29,3	6,0	6,2	5,9	21,6	8,4	0,02	0,01
P. 3	30,6	6,3	3,6*	46,1	13,5	9,2	0,06	0,09
P. 4	31,3	6,3	2,3*	97,6	27,3	17,4	0,15	0,12
P. 5	31,1	6,6	4,3*	72,6	26,8	13,0	0,26	0,02
P. 6	30,4	6,7	4,3*	7,01	1,3	2,2	0,00	0,00
P. 7	28,6	5,6*	6,3	10,0	2,86	2,2	1,05	0,02
P. 8	28,4	4,9*	3,6*	12,0	7,28	10,0	1,35	0,01
P. 9	27,5	5,9*	3,8*	16,0	3,12	5,2	0,89	0,01
P. 10	32,7	6,3	3,4*	7,7	2,6	0,8	0,00	0,00
CONAMA n° 357/2005	-	6,0-9,0	> 6,0	-	< 40	500	< 10,0	-

* Pontos com alguns parâmetros fora dos valores estipulados pela Resolução CONAMA 357/2005, não sendo características de ambiente natural.

10.4 ABUNDÂNCIA E RIQUEZA DE MACRÓFITAS NOS CRIADOUROS

Os criadouros que apresentaram maior riqueza foram o P9 (*Salvinia* sp., *Utricularia* sp., *Eleocharis* sp., *Eichhornia* sp. e *Brachiaria* sp.), e o criadouro P1 (*Salvinia* sp., *Pistia* sp., *Nymphaea* sp. e *Brachiaria* sp.) com 5 e 4 gêneros respectivamente, em seguida o P10 (*Utricularia* sp., *Brachiaria* sp. e *Eleocharis* sp.) com 3 gêneros (Tabela 5).

Os demais criadouros apresentaram baixa riqueza como P2 (*Salvinia* sp. e *Pistia* sp.) e P3, P6 e P7 (*Utricularia* sp. e *Eleocharis* sp.) com 2 gêneros cada, em seguida P4 (*Eleocharis* sp.) e P5 (*Salvinia* sp.) com um gênero e apenas no criadouro P8 não foi observada a presença de macrófitas. A presença dessas macrófitas é importante, pois oferecem micro-hábitat para as larvas de anofelinos e outros organismos, gerando substrato também para alimentação conforme mostra a tabela 5.

Tabela 5. Riqueza de macrófitas aquáticas por gênero nos criadouros.

Macrófitas	Criadouros Artificiais									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
<i>Salvinia</i> sp.	x	x	--	--	x	--	--	--	x	--
<i>Pistia</i> sp.	x	x	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Nymphaea</i> sp.	x	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Utricularia</i> sp.	--	--	x	--	--	x	x	--	x	x
<i>Eleocharis</i> sp.	--	--	x	x	--	x	x	--	x	x
<i>Eichhornia</i> sp.	--	--	--	--	--	--	--	--	x	--
<i>Brachiaria</i> sp.	x	--	--	--	--	--	--	--	x	x

Obs: (x) Presença;
(--) Ausência

10.5 ABUNDÂNCIA E FREQUÊNCIA DE FITOPLÂNCTON NOS CRIADOUROS

O grupo mais abundante foi Chlorophyta com 70%, seguido de Bacillariophyta (16%), e os menos abundantes foram Euglenophyta (6%), Cyanophyta (6%) e Chrysophyta (2%), respectivamente (Figura 19).

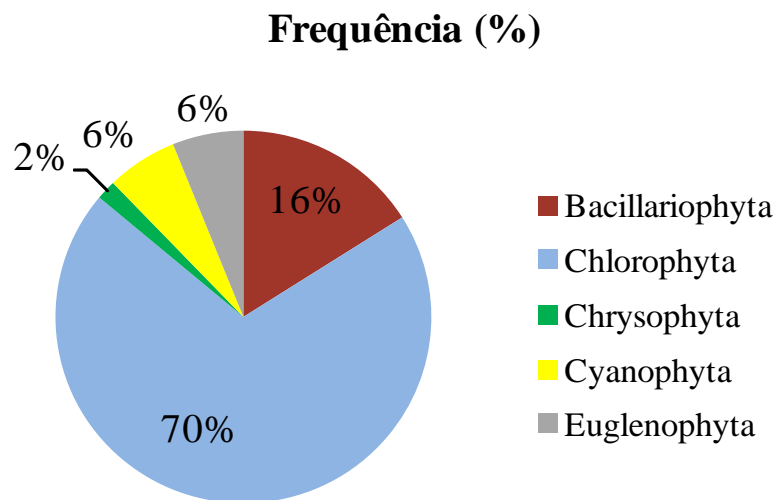


Figura 19. Frequência dos grupos de fitoplâncton presentes nos criadouros artificiais.

Foram encontradas nos criadouros 113 espécies distribuídas em 50 gêneros de fitoplâncton, onde, nos pontos P2 (28 spp.), P4 (21 spp.), P6 (21 spp.), P9 (23 spp.) e P10 (53 spp.) apresentaram número de espécies mais elevado em relação aos demais criadouros. Dentro da divisão Chlorophyta, as espécies *Cosmarium obsoletum*, *Gonatozygon* sp., *Haplotaenium rectum*, *Oedogonium* sp., *Actinotaenium wollei*, *Desmidium grevilli* e *Cosmarium* sp., foram presentes na maioria dos criadouros estudados, sendo esta última presente em todos os criadouros.

Em Bacillariophyta as mais frequentes foram *Eutonia* sp., *Frustulia rhomboides*, *Navicula* cf. e *Actinella brasiliensis*. Pertencentes à divisão Euglenophyta, as espécies *Euglena acus*, *Euglena* sp. e *Lepocincles* sp., e juntamente com as Cyanophyta como *Oscillatoria* sp., *Anabaena* sp. e *Merismopedia* sp., mostraram-se presentes na maioria dos pontos. E por fim *Dinobryon* cf. *sertularia* e *Synura uvella* do grupo das Chrysophytas foram registradas nas amostras coletadas nos criadouros artificiais (Tabela 6 e Figura 16).

Tabela 6. Determinação qualitativa do fitoplâncton coletado nos criadouros artificiais da área metropolitana de Manaus.

Fitoplânctons	Criadouros									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
<i>DIVISÃO CHLOROPHYTA</i>										
<i>Actinotaenium curcubita</i> (Bréb.) Teiling.	--	--	--	--	--	X	--	X	--	X
<i>A.globosum</i> (Bulnheim)	--	--	--	--	--	--	--	--	X	--
<i>A.wollei</i> Gron (Gronblad)	--	X	X	--	--	--	X	--	--	X
<i>Ankistrodesmus</i> sp.	--	--	--	--	X	--	--	--	--	X
<i>Brotryococcus braunii</i> Kützing	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>Closterium cynthia</i> De Notaris	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>C. gracile</i> Brébisson	--	--	--	--	--	X	--	--	--	--
<i>C. libellula</i> Focke	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. lunula</i> (Müller) Nitzsch	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. macilentum</i> Grönblad & Croasdale	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. navicula</i> (Brébisson) Lütkemüller	--	--	--	--	X	--	--	--	--	X
<i>C. parvulum</i> Nägeli	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. regulare</i> Brébisson	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. sp.</i>	--	--	--	--	--	X	--	--	--	--
<i>Coelastrum cambricum</i> Archer	--	--	--	--	X	--	--	--	--	--
<i>C. sp.</i>	--	--	--	--	X	--	X	--	--	--
<i>Cosmarium decoratum</i> W. & G. S. West.	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. depressum</i> (Nägeli) Lundell	--	--	--	--	--	--	X	--	--	X
<i>C. margaritifera</i> Menegh	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>C. moniliforme</i> (Turpini) Ralfs	X	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>C. obsolentum</i> (Hantzsch) Reiiensch*	--	--	X	X	X	X	--	--	--	X
<i>C. pseudoconnatum</i> Nordstedt	--	X	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. quadratum</i> (Gay) De Toni	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>C. reniforme</i> (Ralfs) Archer	--	--	--	--	--	X	--	--	--	--
<i>C. subspeciosum</i> Nordstedt	X	--	--	X	--	--	--	--	--	X
<i>C. sp.*</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Desmidium baileyi</i> (Ralfs) De Bary	--	--	X	--	--	--	--	--	--	--
<i>D. cylindricum</i> Greville	--	--	--	--	--	--	--	--	X	--
<i>D. grevillii</i> (Kützing) De Bary	--	X	--	--	--	X	X	--	--	X
<i>D. laticeps</i> Nordstedt	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>D. siolii</i> Föster	X	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>D. sp.</i>	--	X	--	X	--	--	--	--	--	--

Obs: (x) Presença;

(--) Ausência

(*) Espécies mais frequentes

Continuação Tab. 6	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
<i>Desmodesmus communis</i> (Hegew.) Hegew.	--	--	--	--	X	X	--	--	--	X
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i> Wood	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>Euastrum denticulatum</i> (Kirchner) Gay	--	--	--	--	X	--	--	--	X	X
<i>E. evolutum</i> (Nordesdt) W. & G.	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>E. ornans</i> Förster	X	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>E. sinuosum</i> Lenormand	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>E. sp.</i>	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>Gonatozygon aculeatum</i> Hastings	X	--	--	X	--	--	--	--	--	--
<i>G. cf. kinahanii</i> (Archer) Rabenhorst	X	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>G. monataenium</i> De Bary	X	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>G. sp.*</i>	--	X	X	X	--	X	--	X	X	X
<i>G. sp1.</i>	--	--	X	X	--	--	--	--	--	--
<i>Haplotaenium bourrelly</i> (Grönblad et Scott) Bando	--	--	--	--	--	X	--	--	--	--
<i>H. minutum</i> (Ralfs) Bando	--	--	--	--	--	--	--	--	X	--
<i>H. rectum</i> (Delponte) Bando*	X	X	--	--	--	--	--	X	X	X
<i>Hyalotheca sp.</i>	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Micrasterias abrupta</i> W. & G. S. West	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>M. borgei</i> Krieger	--	--	--	--	--	X	X	--	--	--
<i>M. laticeps</i> Nordstedt	--	X	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>M. sp.</i>	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>M.torreyi</i> Bailey	--	--	--	--	--	--	X	--	--	--
<i>Mougeotia sp.</i>	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Nephrocytium agardhianum</i> Nägeli	--	--	--	--	X	--	--	--	--	--
<i>Netrium sp.</i>	--	X	--	--	--	--	--	X	--	--
<i>Oedogonium sp.*</i>	X	X	X	X	--	--	--	--	X	X
<i>O. sp1.</i>	--	--	--	X	--	--	--	--	--	X
<i>O. sp2.</i>	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Oocystis sp.</i>	--	--	--	--	X	--	--	--	--	--
<i>Pediastrum duplex</i> Meyen	--	--	--	--	X	--	--	--	--	X
<i>P. tetras</i>	--	--	--	--	X	--	--	--	--	--
<i>Pleurotaenium coronatum</i> (Brébisson) Rabenhorst	--	--	--	--	--	X	--	--	--	X
<i>P. sp.</i>	X	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Scenedesmus ecornis</i> (Ralfs) Chod.	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. cf. linearis</i>	--	--	--	--	X	--	--	--	--	--
<i>S. sp.</i>	--	--	--	--	--	--	X	X	X	--
<i>Spirogyra sp.</i>	--	X	--	--	X	--	--	--	X	--

Obs: (x) Presença;

(--) Ausência

(*) Espécies mais frequentes

Continuação Tab. 6	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
<i>Staurostrum elegantissimum</i> Johnson	--	X	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. leptacanthum</i> Nordstedt	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. quadrangulare</i> Brébisson	--	X	--	--	--	--	X	--	--	--
<i>S. rotula</i> Nordstedt	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. rotula</i> (8 radiat) Nordstedt	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. rfidum</i> Nordstedt	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. sp.</i>	--	--	--	--	--	--	--	X	--	X
<i>Staurodesmus triangularis</i> (Lagerheim) Teiling	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>S. sp.</i>	X	--	--	--	X	--	--	--	--	X
<i>Tetmemorus laevis</i> (Kützing) Ralfs	--	--	--	--	--	--	--	X	X	--
DIVISÃO BACILLARIOPHYTA										
<i>Actinella brasiliensis</i> Grunow	--	--	--	--	--	X	X	X	X	--
<i>A. guianensis</i> Grunow	--	--	--	--	--	X	--	--	X	--
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenberg) Smonssen	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>A. sp.</i>	--	--	--	--	X	--	--	--	--	--
<i>Brachisyra cf. Kützing</i>	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Cymbella</i> C Agardh	--	--	X	X	--	--	--	--	--	--
<i>Eunotia asterionlloides</i> Hustedt	--	--	--	--	--	--	--	--	--	X
<i>E. cf. femoriformes</i> (Patrick) Hustedt	--	--	--	--	--	--	--	X	--	--
<i>E. flexuosa</i> (Brébisson)	--	X	--	--	--	X	--	X	X	--
<i>E. cf. sudetica</i> Müller	--	--	--	--	--	--	X	--	--	--
<i>E. trigibba</i> Hustedt	--	--	--	--	--	--	X	--	--	--
<i>E. sp.*</i>	--	X	--	--	--	X	X	X	X	X
<i>Frustulia rhomboides</i> (Ehrenberg) De Toni*	--	X	--	--	--	X	X	X	X	X
<i>Gomphonema sp.</i>	--	--	X	X	--	X	--	--	--	--
<i>Navicula cf.*</i>	--	X	--	X	--	--	X	X	X	--
<i>Pinnularia cf. subcapitata</i> Gregory	--	--	--	--	--	--	X	X	--	--
<i>P. sp.</i>	--	X	--	X	--	X	--	--	--	--
<i>Stenopterobia intermedia</i> (Lewis) Van Heurck	--	--	--	X	--	--	X	--	--	--
<i>Surirella sp.</i>	--	--	--	--	--	X	X	--	--	--
DIVISÃO EUGLENOPHYTA										
<i>Euglena acus</i> Ehrenberg	--	X	--	X	--	--	--	--	X	--
<i>E. sp.</i>	--	--	--	--	X	--	--	--	X	X
<i>Lepocincles sp.</i>	--	--	--	X	X	--	--	--	--	X
<i>Phacus sp.</i>	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>P. sp1.</i>	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Strobomonas sp.</i>	--	X	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Trachelomonas sp.</i>	--	--	--	X	--	--	--	--	--	--

Obs: (x) Presença;

(--) Ausência

(*) Espécies mais frequentes

Continuação Tab. 6	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
DIVISÃO CYANOPHYTA	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Anabaena</i> sp.	--	--	--	X	--	--	--	--	X	X
<i>Chroococcus</i> sp.	--	--	--	X	--	--	--	X	--	--
<i>Merismopedia</i> sp.	--	--	--	--	--	--	X	X	X	--
<i>Microcystis</i> sp.	--	--	--	X	--	--	--	--	--	--
<i>Oscillatoria</i> sp.*	X	--	X	X	X	X	--	X	X	X
<i>Pseudoanabaena</i> sp.	--	--	--	--	--	--	--	X	--	--
DIVISÃO CHRYSOPHYTA										
<i>Dinobryon cf. sertularia</i> Ehrenberg	--	X	--	--	--	--	--	--	X	X
<i>Synura uvella</i>	--	X	--	--	--	--	X	--	--	X

Obs: (x) Presença;
 (--) Ausência
 (*) Espécies mais frequentes

Dos 50 gêneros identificados nos criadouros, 13 (26%) foram presentes em mais de 50% dos pontos estudados, confirmando a grande diversidade de algas que compõe os criadouros artificiais (Figura 20).

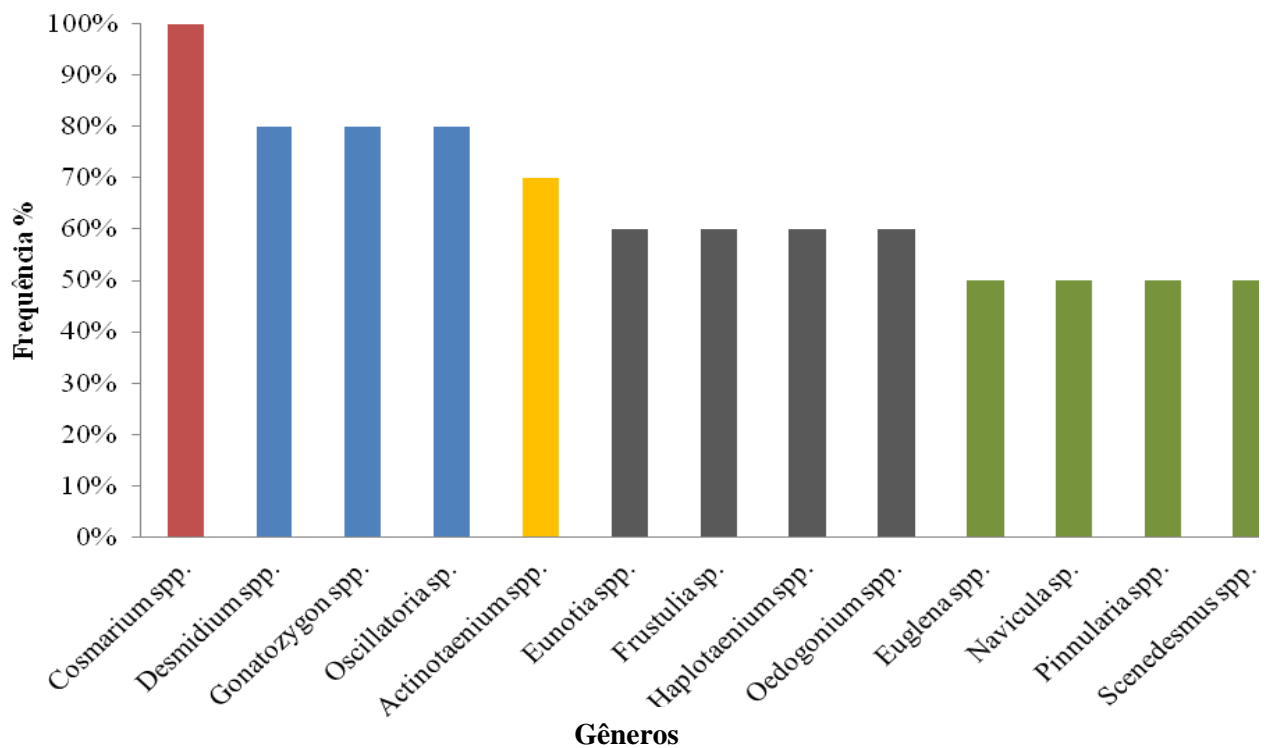


Figura 20. Frequência dos gêneros nos criadouros artificiais na região metropolitana de Manaus.

10.6 DIVERSIDADE DE SHANNON-WIENER (H') NOS CRIADOUROS

A diversidade de algas em quase todos os pontos mostrou-se similar, onde o P10 apresentou maior diversidade ($H'1,43$) e o P3 ($H'0,90$) o menor observado. A diversidade de macrófitas variou bastante, com valores que chegaram a ($H'0,00$) nos pontos P4, P5 e P8, e alta diversidade no P1 ($H'0,60$), P9 ($H'0,70$) e P10 ($H'0,48$). Em relação à diversidade de larvas, foi observada uma oscilação nos índices em todos os pontos, os criadouros que apresentaram maior índice de diversidade foram P3 ($H'0,53$), P7 ($H'0,49$) e P10 ($H'0,66$), entretanto, os pontos P1 ($H'0,00$) e P2 ($H'0,18$) mostraram-se com pouca diversidade de anofelinos. O criadouro P10 mostrou-se o mais diverso, sendo que as algas apresentou o maior índice (Figura 21).

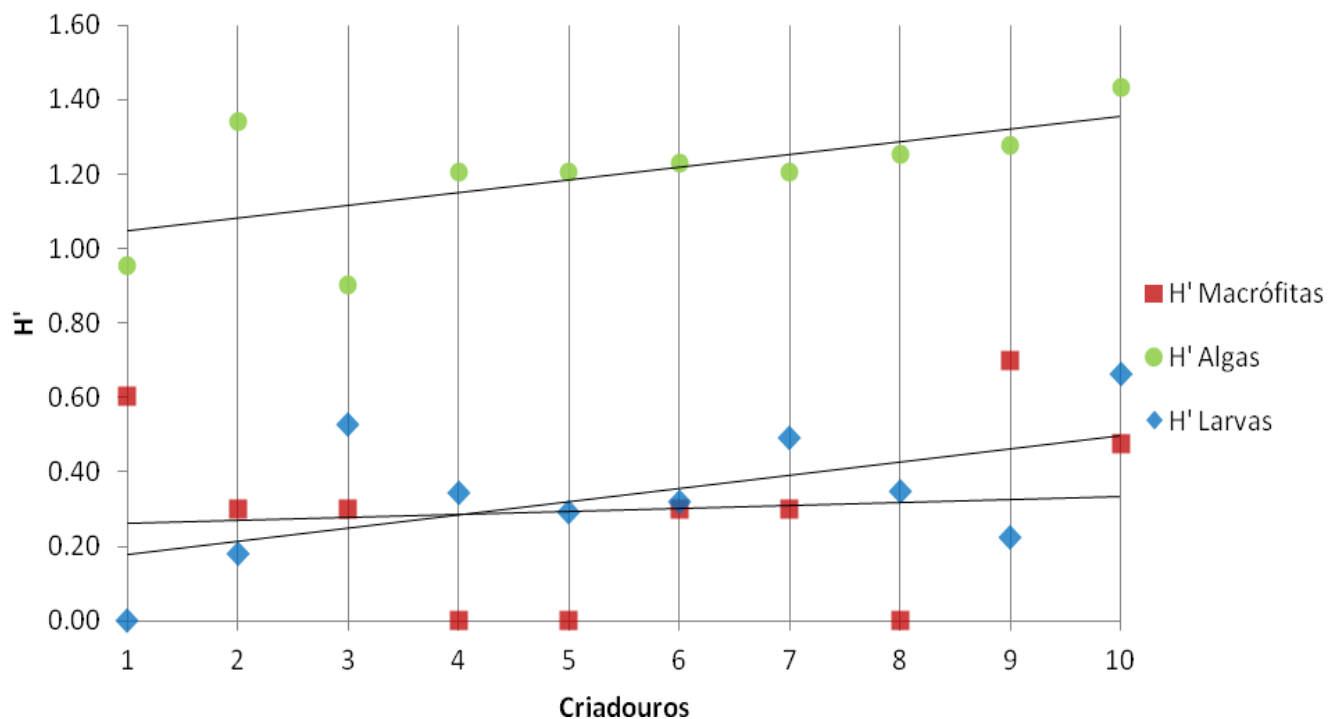


Figura 21. Diversidade de Shannon-Wiener de larvas, macrófitas e algas nos criadouros artificiais.

10.7 RELAÇÃO ENTRE PARÂMETROS BIÓTICOS E ABIÓTICOS COM ANOFELINOS

Durante o ano de 2011 a presença de chuvas na região foi elevada, em média 203,8 mm. O índice pluviométrico nos criadouros variou entre 51,8 a 253,4 mm por mês, onde os criadouros P3, P4 e P5 observaram-se os menores valores pluviométricos, entretanto, P1, P2, P6, P7, P8, P9 e P10 apresentaram maior pluviosidade, paralelamente à abundância larval acompanhou essa medida.

Quanto maior a presença de chuvas nos criadouros, maior será a abundância de imaturos de anofelinos. Vale ressaltar que o P8 é um criadouro transitório de pequeno porte, no qual havia limpeza periódica pelos moradores locais, interferindo na mensuração da abundância larval (Figura 22).

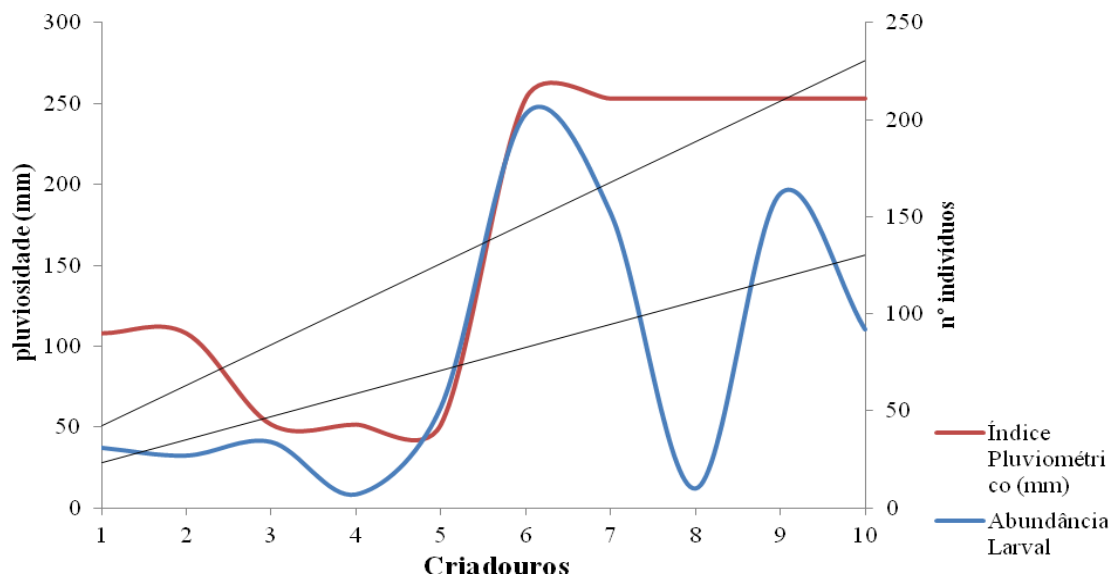


Figura 22. Níveis pluviométricos em relação à abundância larval nos criadouros.

A hipótese de que ambientes com maior riqueza de algas apresentam maior abundância larval de *Anopheles* não foi corroborada, podendo ser explicada pelo acaso ($r^2 = 0,226$; $p = 0,565$). O mesmo foi observado para a riqueza de macrófitas ($r^2 = 0,226$; $p = 0,243$). Contudo, não foi observada uma relação entre a abundância larval de anofelinos e a riqueza de macrófitas e algas ($P > 0,05$) (Figura 23 e 24).

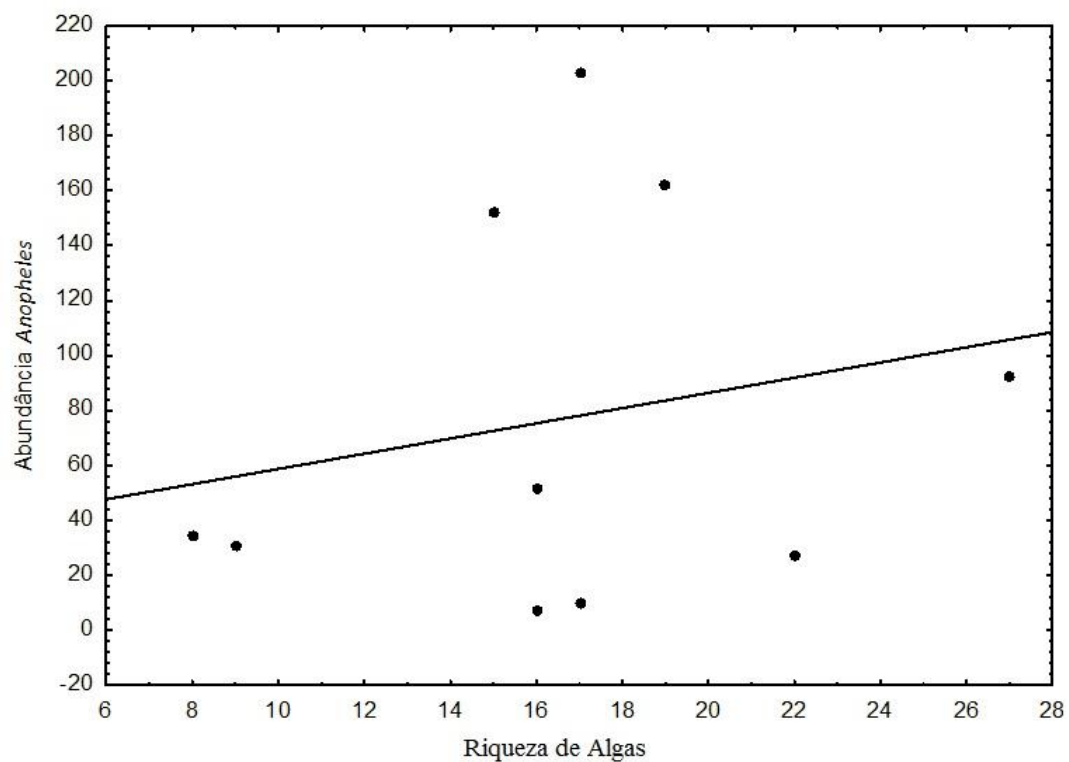


Figura 23. Análise de regressão entre abundância larval de anofelinos e riqueza de algas nos criadouros.

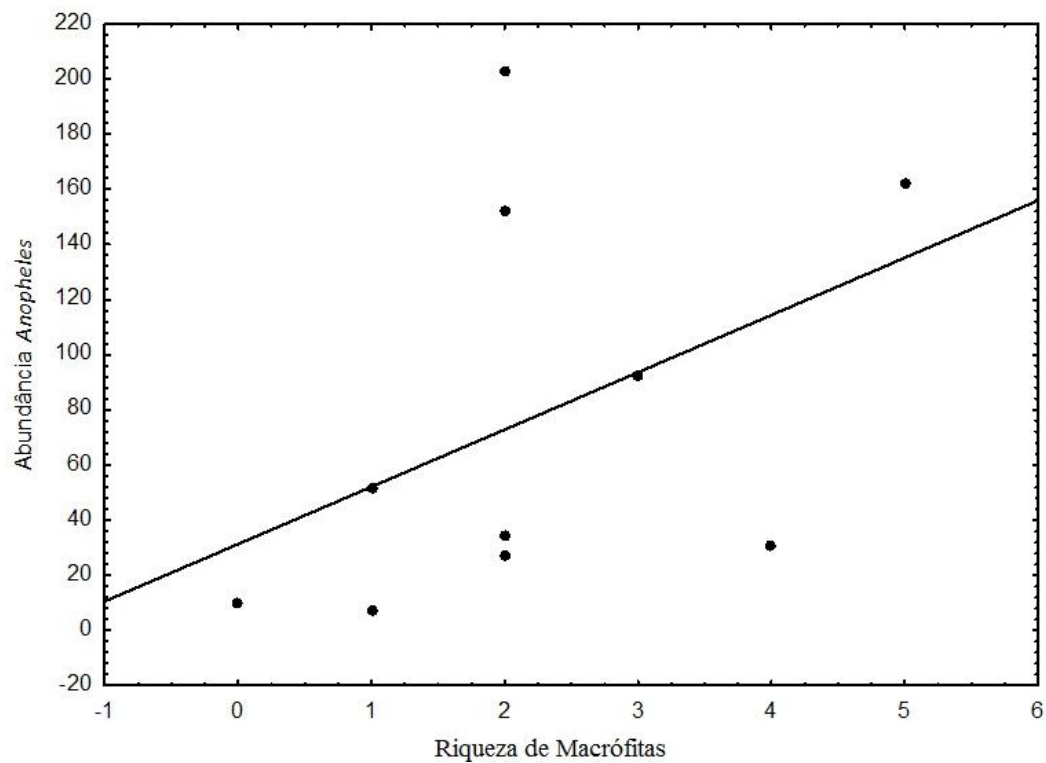


Figura 24. Análise de regressão entre abundância larval de anofelinos e riqueza de macrófitas nos criadouros.

É possível verificar uma relação observada em campo entre densidade de macrófitas e abundância de *Anopheles* nos criadouros. Nos criadouros P6, P7, P9 e P10, a densidade dessas macrófitas influenciou na abundância de anofelinos. Nos criadouros com pouca densidade de macrófitas como P4 e P5, foi observada uma baixa abundância de larvas, e no P8, que não havia a presença de vegetação aquática, foram coletadas apenas 10 larvas.

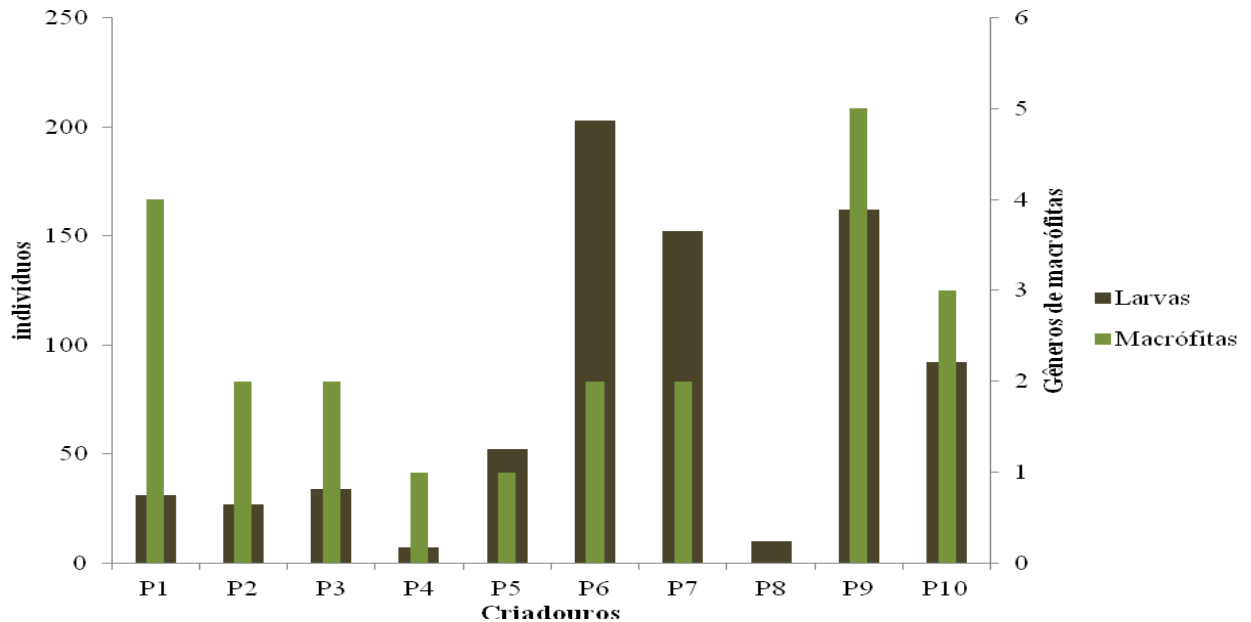


Figura 25. Relação observada em campo entre densidade de macrófitas e abundância larval de anofelinos.

A análise de correlação canônica (CCA) mostrou relação das espécies de *Anopheles* e os parâmetros abióticos, onde o eixo 1 com 37% da variância mostrou ter uma forte associação entre as variáveis estudadas em comparação com o eixo 2 (17%). Foi verificada uma correlação “r” forte positiva nos três eixos (Tabela 7).

Tabela 7. Resumo da análise de correlação canônica do programa PC-ORD.

	Eixo 1	Eixo 2	Eixo 3
Autovalor	0,385	0,173	0,150
Porcentagem (%) de variância explicada	36,8	16,5	14,3
Correlação de Pearson (r)	0,952	0,903	0,927
Correlação Kendall (Probabilidade)	0,778	0,689	0,822

Foram formados três grupos, sendo dois no eixo 2, este recebeu maior influência das variáveis nitrato, pH e OD sendo responsáveis pelo agrupamento da espécie *A. nimbus*. As demais variáveis presentes no mesmo eixo distribuídas em outro grupamento foram fosfato e condutividade, contribuíram para o agrupamento de *A. oswaldoi*, *A. peryassui* e *A. nuneztovari*.

As espécies de *A. albitarsis* e *A. deaneorum* receberam maior influência da turbidez, STS e temperatura da água no agrupamento do eixo 1. A baixa influência dos parâmetros limnológicos envolvidos contribuíram com o agrupamento de *A. darlingi*, *A. braziliensis* e *A. triannulatus* no eixo 1, não mostrando relação entre qualquer fator (Figura 26 e Tabela 8).

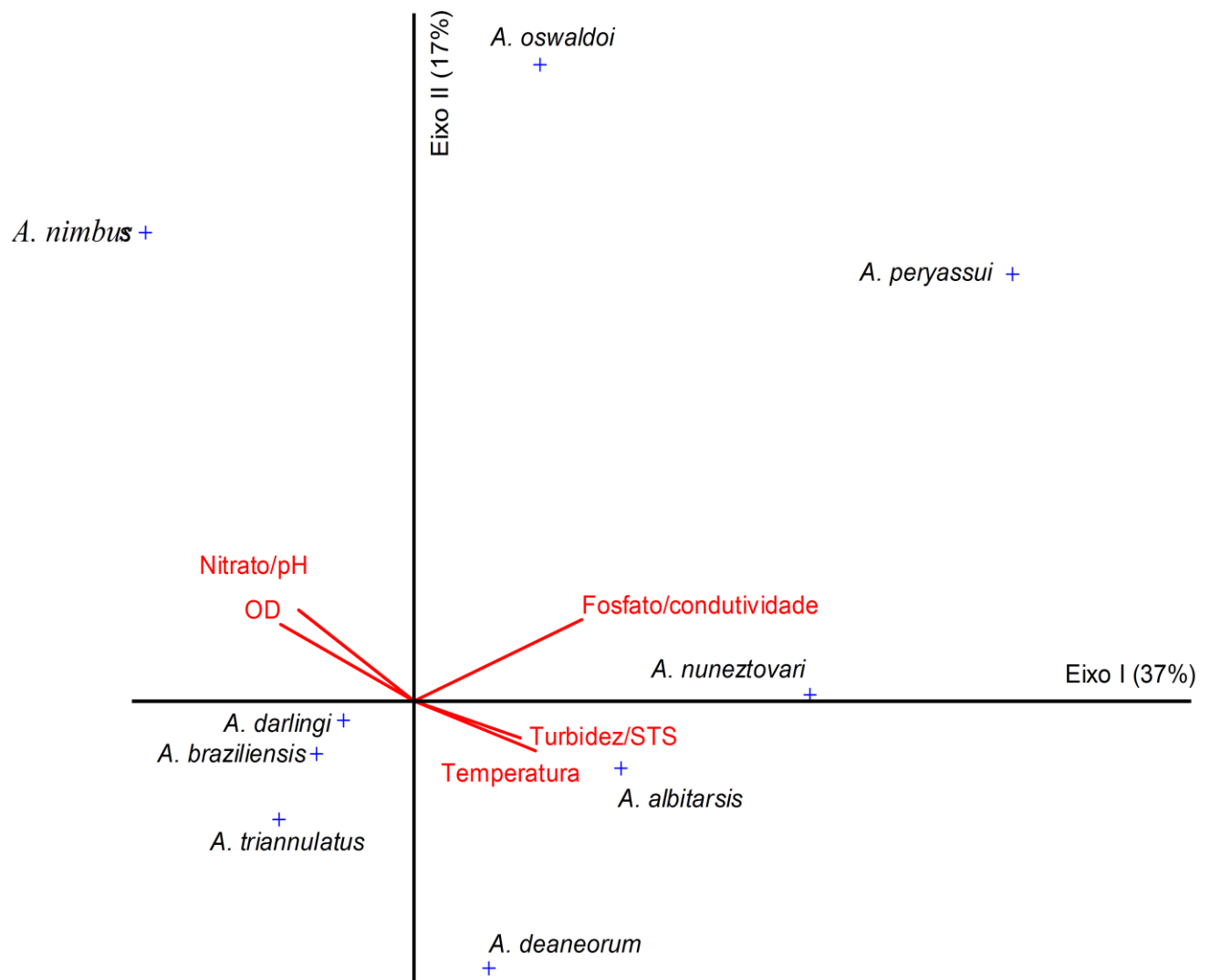


Figura 26. Diagrama de ordenação de análise de correlação canônica (CCA) entre fatores ambientais “parâmetros limnológicos” (setas) e espécies de *Anopheles* (+) nos criadouros artificiais.

Tabela 8. Valores de correlação “inter-set” dos parâmetros limnológicos nos criadouros gerados pelo PC-ORD.

Variáveis	Coeficientes canônicos			Coeficientes de correlação		
	<i>Eixo 1</i>	<i>Eixo 2</i>	<i>Eixo 3</i>	<i>Eixo 1</i>	<i>Eixo 2</i>	<i>Eixo 3</i>
Temperatura	0,291	0,425	-0,802	0,546	-0,240	-0,534
OD	-0,170	0,544	0,101	-0,600	0,376	0,336
Turbidez	0,166	-0,304	0,061	0,478	-0,182	0,366
Nitrato / pH	-0,730	0,412	-0,649	-0,522	0,445	-0,062
Fosfato / Condutividade	0,493	0,605	0,174	0,753	0,399	0,299

11. DISCUSSÃO

11.1 CARACTERÍSTICAS DOS CRIADOUROS

Este estudo foi o primeiro realizado em Manaus visando caracterizar criadouros, principalmente os artificiais que são novos nichos que estão sendo ocupados pelos anofelinos, buscando identificar fatores ambientais que possam estar associados com a presença dos mosquitos. A caracterização dos criadouro é importante, pois auxilia na identificação dessas relações e fornecem dados para traçar modelos de controle vetorial.

Dentro dessa caracterização, a utilização de parâmetros, sendo estes ambientais, físicos, químicos ou ecológicos, é de grande importância para configurar todo um sistema que envolve um criadouro. Dentro dessa linha de pesquisa, vários autores descrevem a utilização de parâmetros para descrição dos criadouros como: pH, condutividade elétrica, turbidez, STS, nitrato, fosfato, temperatura, oxigênio dissolvido, latitude/longitude, tipo de criadouro “naturais e artificiais”, registro fotográfico, precipitação, data de coleta, presença e ausência de vegetação e algas, utilizando fichas padronizadas ou modificadas (SAVAGE et al., 1990; REJMANKOVA et al., 1993; MANGUIN et al., 1996b; TADEI et al., 1998; CLABORN et al 2002; SHILILU et al., 2003; FILLINGER et al., 2004; RUBIO-PALIS et al., 2005; NAGM et al., 2007; GRIECO et al., 2007; RODRIGUES et al., 2008; CAILLOUËT; KEATING; EISELE, 2008; VITTOR et al., 2009; KIN et al., 2011; LIU et al., 2012).

Segundo Rejmankova et al. (1993), a hidrologia e a diversidade de vegetação resultam em uma grande variedade de habitats larvais. Dentre os tipos de criadouros artificiais estudados, foram identificadas três categorias denominados tanques de piscicultura, poças de olaria e barragens. Alguns estudos já englobam estes tipos de criadouros artificiais (RODRIGUES et al., 2008; VITTOR et al., 2009). Os tanques de piscicultura são considerados criadouros propícios para oviposição, desenvolvimento e permanência de culicídeos, possuindo fatores que contribuem para a abundância larval de anofelinos (LAIRD, 1988; LÓPEZ; GONZÁLEZ, 1994; TADEI et al., 2003, 2007). Rodrigues et al. (2008), sugerem que as fêmeas de anofelinos possam ter uma preferência em ovipor nos tanques de piscicultura por possuírem requisitos físico-químicos que favorecem o seu desenvolvimento.

Rejmánjová et al. (1999) e Rubio-Palis et al. (2005) afirmam que os lagos são habitats mais favoráveis para o desenvolvimento de várias espécies de *Anopheles*. Esta se dá principalmente pela presença de macrófitas que propiciam um micro-habitat servindo de refúgio contra predadores e favorecendo a oviposição (DAGGY, 1945; SIH, 1986; ORR; RESH, 1989; ORR; RESH, 1992; REJMANKOVA et al., 1996). Característica esta observada nos criadouros de barragens estudados, por terem características mais naturais e presença de macrófitas, foi encontrada maior densidade e diversidade de anofelinos.

Segundo Piyaratne et al. (2005), a água é um componente importante do ecossistema e a qualidade desta nos criadouros pode determinar a oviposição das fêmeas e desenvolvimento larval, assim como o sucesso no estágio adulto. Rueda et al. (2010), verificam que nos criadouros de arrozais, valas de irrigação e tanques a abundância relativa larval foi maior em relação aos outros sete tipos de criadouros. Esses criadouros são classificados como artificiais por serem feitos pelo homem ou sofrerem ação antrópica diariamente.

De acordo com Gomes et al. (2007), o represamento de rios torna-se um problema para as comunidades aquáticas, interferindo nas mesmas com a transformação de ambientes antes lóticos em lênticos. Os anofelinos conseguem desenvolver em ambientes de remansos de rios e também em criadouros menores como lagos, pântanos e poças, sendo naturais ou artificiais. Em relação aos criadouros estudados, o aparecimento desses novos habitats aumenta ainda mais as zonas de reprodução e oviposição dos mosquitos.

Lopes e Lozovei (1995) verificaram que nos criadouros de barragem com presença de vegetação aquática e influência direta dos raios solares, foi encontrada a maioria das larvas, sendo considerado um ponto produtivo, com maior diversidade e totalizando 73% das larvas de culicídeos coletados. Oyewole et al. (2009) encontraram *A. gambiae* preferindo criadouros de rio por possuírem propriedades físico-químicas e mais nutrientes. Em relação ao tipo de ambiente, Manguin et al. (1996b) constataram o maior número de larvas em ambientes lânticos e Shililu et al. (2003) e Sattler et al. (2005), citam os criadouros pequenos e com águas claras os mais prováveis de encontrar larvas de anofelinos.

Estudo realizado por Rúbio-Palis et al. (2005) no alto Orinoco, na Venezuela classificaram os criadouros em poços cobertos por macrófitas, algas filamentosas com a tonalidade da água escura, esse apresentando maior abundância larval. O segundo eram lagos com muita matéria orgânica e detritos com a coloração da água marrom clara. Os criadouros denominados “caño” são ambientes sombreados e geralmente ligam um lago ao outro e os charcos constituídos por área pequena com águas turvas e matéria orgânica. Vale ressaltar que os criadouros deste estudo que apresentavam macrófitas aquáticas, a densidade larval se apresentava maior.

Na área rural do oeste do Quênia verificou-se que a maioria dos criadouros estudados eram artificiais, cerca de 70%, com características mais naturais e outros não. Nestes, 89% de todos os criadouros continham larvas de mosquitos, onde 67% por anofelinos (FILLINGER et al., 2004). A área peri-urbana de Manaus possui uma grande quantidade de barragens e tanques de piscicultura, sendo anteriormente ambientes naturais e atualmente artificiais, colonizadas por várias espécies de culicídeos, inclusive espécies do gênero *Anopheles*.

Rejmankova et al. (1993) encontraram diferenças em alguns habitats em Belize, os criadouros eram pobres em nutrientes com baixa densidade de fitoplâncton afetando o crescimento larval. No México havia grande quantidade de nutrientes, como fósforo e nitrogênio, derivado principalmente dos solos de origem vulcânica, fertilizantes e esterco de bovinos. Entretanto em Belize, continham extensas camadas de cianobactérias que auxiliam na fixação de nitrogênio e macrófitas submersas, essas não sendo presentes nos criadouros do México.

As principais diferenças entre os criadouros amostrados neste estudo seriam a grande densidade e diversidade de macrófitas, algas e larvas nos criadouros de barragem, seguido de tanques de piscicultura. As poças de olaria por serem ambientes mais recentes e não possuindo uma estruturação completa para o estabelecimento total das espécies de anofelinos, não foi observada uma densidade e diversidade larval alta nesse ambiente.

Tadei et al. (1998) relatam que a colonização de *A. darlingi* em novos criadouros “artificiais” em Rondônia foi estimada de três a cinco anos. Além dos tanques de piscicultura, as poças de olaria ao longo do tempo se tornam próprias para o estabelecimento da espécie (RODRIGUES et al., 2008). Muito sabe-se que os anofelinos costumam se desenvolver em ambientes mais naturais. Sattler et al. (2005) encontrou larvas de *A. gambiae s.l.* em ambientes poluídos, com presença de fezes humanas, petróleo e lixo.

Na cidade de Manaus, os criadouros artificiais atuam na manutenção do mosquito, consequentemente da malária o ano todo, mesmo no período de seca (TADEI et al., 2003). Os criadouros são locais essenciais para o ciclo de vida, utilizados pelos mosquitos como sítios de oviposição, desenvolvimento larval, emergência dos adultos, descanso, formação de enchame e acasalamento (OVERGAARD et al., 2002; PFAEHLER et al., 2006).

A relação entre organismo-ambiente para os anofelinos na Amazônia estão sofrendo alterações por diversos fatores (TADEI; MASCARENHAS; PODESTÁ, 1983; 1993; BARATA, 1995). E a criação de novas configurações ecológicas através das mudanças ambientais é resultado da ação do homem nos ecossistemas naturais. Estas modificações favorecem o estabelecimento do mosquito vetor e a transmissão de doenças (GUIMARAES et al., 2004).

A utilização de índices de diversidade nos criadouros nos dá uma informação importante, pois descreve de forma simples, a leitura dos dados brutos. O índice de Shannon-Wiener (H') foi utilizado para determinar a diversidade larval, macrófitas e de algas nos criadouros. Foi observado um crescimento exponencial na diversidade de larvas ($H'0,61$), macrófitas ($H'0,76$) e principalmente de algas ($H'1,60$). Segundo Magurran (1988), o índice de Shannon-Wiener expressa a uniformidade dos valores através de todas as amostras e raramente ultrapassa 4.5.

A diversidade e densidade de anofelinos são encontradas principalmente nos criadouros localizados em áreas alteradas (TADEI et al., 1993; TADEI et al., 1998; TADEI; DUTARY-

THATCHER, 2000). Nagm et al. (2007) encontram nos criadouros de floresta densa e estacional no período seco o índice de diversidade bem maior $H' 0.99$, e essa diversidade alta acompanharam todos os pontos nesta estação, oferecendo uma estabilidade nas condições ambientais.

Atualmente não existem muitos trabalhos que envolvem o índice de Shannon na caracterização de criadouros, principalmente para imaturos, fazendo com que haja uma lacuna na busca de literatura que possa disponibilizar mais informações sobre a distribuição da diversidade em diferentes criadouros e espécies.

11.2 FAUNA ANOFÉLICA E SUAS RELAÇÕES

A diversidade e densidade de anofelinos nos criadouros foram vistas, ressaltando que os mosquitos procuram diferentes sítios de oviposição e desenvolvimento larval de acordo com os requerimentos da espécie. Esses criadouros necessariamente podem conter algumas características como água poluída, água limpa, ambiente sombreado, presença de vegetação aquática e algas, nutrientes e proximidade com residências. Podemos citar como exemplo, *A. darlingi* que é um mosquito que se desenvolve em ambientes de água limpa, preferencialmente com águas pretas e muitas das vezes encontrados em criadouros próximos às residências por ser uma espécie antropófila (TADEI et al., 1993; TADEI; RODRIGUES, 2002, TADEI et al., 2003). As fêmeas de *A. darlingi* são encontradas principalmente no intra-domicílio (DEANE et al. 1948; DEANE, 1986; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA et al. 1989; KLEIN; LIMA, 1990).

No criadouro P5 (Tabela 3) o *A. darlingi* tinha maior densidade larval em relação às demais encontradas no criadouro, isso se dá pela aproximação do tanque de piscicultura com moradias. Mesmo sendo este tanque classificado como semipermanente, onde ocorre a limpeza e esgotamento do tanque em partes do ano, “servindo também como ferramenta de controle”, o *A. darlingi* foi predominante. Esta é a principal espécie transmissora da malária no Brasil e na Amazônia, possuindo um hábito antropófilo, sendo observada densidade populacional maior em áreas ocupadas pelo homem e menor em áreas de mata nativa (REBELO et al., 1997; TADEI et al., 1998; ROSA-FREITAS et al. 1998, LOUNIBOS; CONN, 2000).

Osório-Quintero et al. (1996) e Silva-Vasconcelos et al. (2002) ressaltam que *A. darlingi* mesmo em baixa densidade, tem capacidade de manter a endemicidade da malária. A maioria dos exemplares de *A. darlingi* e *A. triannulatus* foram coletados em ambientes com características mais naturais, o mesmo observado neste trabalho e por Galardo et al. (2009), em criadouros no Amapá. Fleming (1986) relata a ampla diversidade de ambientes que as larvas de *A. darlingi* podem ocupar principalmente em criadouros com sombra ou parcialmente ensolarado e não poluído.

A mesma distribuição de espécies mais frequentes, está de acordo com trabalhos de Moreno et al. (2000) e Berti-Moser et al. (2008) que encontraram a mesma distribuição sobre a densidade larval. Alguns trabalhos encontram a presença de imaturos de *A. triannulatus* em conjunto com *A. darlingi* (RUBIO-PALIS et al., 2005; MORENO et al., 2007), e em tanques de piscicultura (LÓPEZ; GONZÁLEZ, 1994), este comportamento também foi observação durante as coletas, podendo este servir como indicativo para a presença da outra espécie nos criadouros semelhantes. Shililu et al. (2003) identificou 8 espécies de anofelinos presentes nos criadouros em Eritrea, sendo as larvas de *A. arabiensis* mais predominantes em vários tipos de criadouros, importantes pois são pertencentes ao complexo de *A. gambiae*, responsáveis pela transmissão da malária na África.

Alguns anofelinos denominados vetores secundários que coexistem com *A. darlingi* podem transmitir a malária. Trabalhos relatam a possibilidade de *A. triannulatus*, *A. nuneztovari* e *A. oswaldoi* serem vetores secundários da malária na Amazônia (TADEI; MASCARENHAS; PODESTÁ, 1983; ARRUDA et al., 1986, OLIVEIRA-FERREIRA et al., 1990, BRANQUINHO et al., 1996).

Rojas et al. (1992) encontraram com maior densidade larval *A. triannulatus*, seguido de *A. nuneztovari*, *A. albitarsis* e *A. oswaldoi* em criadouros permanentes e temporários. Estudo realizado em Ariquemes evidenciou maior abundância de *A. darlingi* presente na área urbana, seguido de *A. triannulatus* e *A. oswaldoi*, sendo semelhantes os resultados observados na área rural, incluindo o *A. albitarsis* (TADEI et al., 1988; TADEI et al., 1993). Em Rondônia, dentro da área urbana no campus da universidade foi coletado com maior abundância *A. darlingi* e *A. peryassui*, principalmente nas formas imaturas (TADEI et al., 1993). E na área de uma futura usina hidrelétrica na Amazônia foi identificada uma grande densidade larval de *A. triannulatus* e

A. nuneztovari, o mesmo foi observado em Balbina, onde a primeira espécie foi mais incidente e a presença de *A. darlingi* foi baixa em ambos os pontos (TADEI et al., 1993; TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000).

Deane et al. (1948) e Cerqueira (1961), identificaram o *A. triannulatus* com preferências por criadouros de lagoas, grandes poças d'água, ensolaradas e com presença de macrófitas e gramíneas. Em alguns ambientes com uma rica e densa presença de macrófitas flutuantes, apenas o *A. triannulatus* se fazia presente, indicando um criadouro exclusivo para essa espécie. Estas características foram observadas nos criadouros P6 e P9 (Tabela 3 e Figuras 14, 17) que apresentaram uma alta abundância desta espécie, com todas as características destacadas acima, em especial a presença de gramíneas e macrófitas. É observado um alto grau de interação e dependência da espécie com o ambiente para o seu desenvolvimento e permanência. Entretanto, tem-se encontrado larvas de *A. triannulatus* em diversos tipos de criadouros (FARAN, 1980; LINTHICUM, 1988; MORENO et al., 2007).

No ambiente rural e principalmente o urbano já foi coletado exemplares de *A. argyritarsis* e ocasionalmente o *A. triannulatus* foi encontrado em ambiente urbano (SILVA, 2002), sendo relatada a adaptação dessa primeira espécie em áreas urbanas (LOPES et al., 1993; CARREIRA-ALVES, 2001; SILVA et al., 2008).

O *A. albitarsis* é distribuído pelo Brasil, presente em áreas de planície e baixada, planaltos e raro próximos a declive e dentro das florestas. Ele está presente em vários tipos de criadouros, não tendo preferência clara quanto ao tipo (DEANE et al., 1948; DEANE et al., 1949). O mesmo foi observado em quase todos os criadouros, com presença em 70%, porém com baixa densidade. O *Anopheles albitarsis* já foi encontrado em recipientes artificiais por Lopes (1997), entretanto é descrito que esta espécie se reproduz preferencialmente em lagoas com vegetação e alta incidência de luz (LANE, 1936; CERQUEIRA, 1961). Lopes e Lozovei (1995) identificaram *A. albitarsis* mais presente nos criadouros de barragem com uma rica estrutura vegetal. A maioria dos exemplares coletado foi no criadouro P10, classificado como “Barragem” que compreendia as características descritas acima.

Foram coletados em ambientes mais alterados uma maior quantidade de *A. nuneztovari*, possuindo características peculiares de criadouros com águas turvas de pequeno porte com pouca ou nenhuma vegetação. Dadas observações anteriormente citadas, estas também são esplanadas

no trabalho de Deane et al. (1948), indicando este como um anofelino sul-americano e Amazônico, encontrados em criadouros de pequeno ou médio porte com águas turvas, parcialmente ensolaradas e na maioria das vezes sem a presença de vegetação. O *Anopheles nuneztovari* é considerado uma espécie neotropical com capacidade de transmissão da malária humana (TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000).

No inquérito pré-enchimento realizado no lago de Tucuruí, os dados mostraram o *A. nuneztovari*, *A. triannulatus* e *A. oswaldoi* foram os mais frequentes (64%), possuindo características mais naturais. Após o enchimento, foram observados dados semelhantes, porém com a frequência de anofelinos em 98,8%, bem maior em relação à primeira etapa de coletas (TADEI et al., 1993; TADEI; MASCARENHAS; PODESTÁ, 1983; TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000). Este resultado reafirma que os anofelinos utilizam dessas áreas modificadas para o seu desenvolvimento e conseqüentemente o aumento das populações.

Dentro das características descritas por Deane et al. (1948) para os anofelinos da espécie *A. oswaldoi*, o criadouro P3 não se enquadra totalmente, sendo coletado um único indivíduo neste criadouro, cujas características descritas em literatura do mesmo diferem das observadas, sendo elas áreas florestadas, ausente nas grandes extensões de campos, utilizando poças, alagados, lagoas pequenas ou remansos de córregos, todos dentro das florestas e sombreados. Entretanto Consoli e Lourenço-de-Oliveira (1998) relatam que suas formas imaturas são mais raramente encontradas em locais ensolarados como barreiros, cacimbas, valas e depressões naturais do terreno, tendo essas peculiaridades o criadouro em questão. Podemos supor que esse pode ser um caso isolado ou esta espécie está conseguindo se adaptar a novos ambientes, sendo necessários estudos que aprofundem a capacidade de adaptação às alterações antrópicas.

Estudos realizados em algumas áreas de (Rondônia, Pará e Acre), apresentou o *A. oswaldoi* como vetor potencial por ser encontrado naturalmente infectado com plasmódios humanos (ARRUDA et al., 1986; OLIVEIRA-FERREIRA et al., 1990; KLEIN et al., 1991). Rúbio-Palis et al. (2005) identificaram oito espécies presentes nos criadouros, sendo as mais abundantes *A. oswaldoi*, *A. triannulatus* e *A. darlingi*.

Silva et al. (2006) em coletas realizadas na área urbana de Belém, identificaram 7 espécies de anofelinos, dentre elas *A. triannulatus*, *A. darlingi*, *A. nuneztovari*, *A. oswaldoi* e *A. peryassui*. Esta última espécie é altamente zoofílico, encontrada principalmente próximo a locais

com a presença de bovinos e suínos (TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000). Durante a investigação nos criadouros, apenas um criadouro mostrou a presença de larvas dessa espécie, podendo ser considerado ocasional.

No estudo realizado na área metropolitana de Manaus, Rodrigues et al. (2008) avaliaram 57 criadouros artificiais previamente e coletou 10.365 larvas de anofelinos na área metropolitana, 100% de positividade nos criadouros e com uma alta densidade nos tanques de piscicultura em relação aos de olaria. Esses dados indicam a importância desses novos criadouros, pois são utilizados pelos anofelinos como um novo sítio de reprodução e desenvolvimento. Certamente, os tanques de piscicultura e as barragens são os grandes potenciais criadouros artificiais, oferecendo todo um suporte para o estabelecimento dos anofelinos, principalmente nas áreas urbanas onde estes ambientes mais se encontram, especialmente pelo avanço das cidades para dentro da floresta.

A densidade larval nos criadouros foi avaliada pelo ILHH, refletindo um parâmetro confiável respeitando as características no ato da coleta. Segundo Tadei (2001) ele permite também localizar pontos de maior receptividade para produção de anofelinos. Os criadouros de barragem foram o que apresentaram a maior densidade larval, com ILHH em média 4,4, em seguida os tanques de piscicultura com 1,3 e poças de olaria 0,5 larvas por minuto de coleta. Foi observado que esses valores acompanharam a diversidade e a estrutura no criadouro, como presença ou ausência de macrófitas, algas, parâmetros limnológicos, dentre outros.

Rodrigues et al. (2008) observaram valores de ILHH nos criadouros artificiais “olaria” em média 2,3 larvas por minuto de coleta, enquanto que nos tanques de piscicultura foi bem maior, em média 16,6. Esses valores também foram refletidos nos criadouros estudados, entretanto, trabalhamos com mais um tipo de criadouro “barragem”, onde este se sobressaiu perante aos demais.

Rúbio-Palis et al. (2005) avaliaram a densidade larval nos criadouros através da quantidade de larvas coletadas em 30 conchadas por criadouro. Os criadouros tipo Poço e Charco obtiveram a maior densidade de 3,3 e 2,8 larvas por mergulho respectivamente e os Lagos obtiveram 0,9 e Canos 0,1 larvas por mergulho. As maiores densidades larvárias foram observadas nas bordas dos criadouros, principalmente os que apresentavam gramíneas e

macrófitas emergentes, corroborando com o encontrado por Shililu et al. (2003) que retiraram uma média da densidade larval de 39,4 larvas por 100 conchadas, com densidade maior nas bordas dos criadouros.

Estudos realizados na Amazônia avaliaram vários aspectos da biologia e ecologia dos anofelinos, principalmente relacionado à sua abundância. Em criadouros da área urbana de Ariquemes foi verificado um índice larval alto, apresentando 34,7 larvas por conchada. Para cidade de Manaus este índice variou de 6,8 a 12,0 durante três anos de coleta, sendo observados valores altos em tanques de piscicultura. Em Urucu ocorreu um decréscimo no índice, onde oscilou de 51,9 no início da investigação, chegando a 0,01 larvas por conchada no final (TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000). Esses últimos valores estão intimamente relacionados às medidas de controle que foram realizadas na área.

De todas as espécies encontradas no Brasil, 33 espécimes de anofelinos já foram identificados na Amazônia (TADEI; DUTARY-THATCHER, 2000). Estudos realizados na área rural de Manaus mostram uma baixa densidade de culicídeos, porém com a positividade de espécies vetores, enfatizando a necessidade de estudos referentes aos aspectos bioecológicos em relação às espécies e seus habitats, para auxiliar no controle vetorial e monitoramento (BARBOSA et al., 2008). Tal observação foi um dos objetivos propostos pelo trabalho, com o intuito de conhecer mais sobre a ecologia do habitat larval dos anofelinos em função do fornecimento de dados para uma melhor estratégia de controle nesses ambientes.

11.3 PARÂMETROS LIMNOLÓGICOS

Os parâmetros limnológicos nos criadouros demonstraram uma estabilidade durante as medições, podendo até assumir valores médios para esses ambientes. Entretanto dois parâmetros não se comportaram conforme a resolução CONAMA estipula (pH e oxigênio dissolvido), por motivos de regionalização de ponderação e oscilações ambientais. Abaixo estão relacionados alguns trabalhos referentes aos parâmetros utilizados em estudos de caracterização de criadouros (Tabela 9).

Consoli e Lourenço-de-Oliveira (1998) destacam que sucessivas flutuações de temperatura podem prejudicar o desenvolvimento larval dos anofelinos. A temperatura do ar entre 24 e 28°C é considerada ótima para o desenvolvimento da maioria dos mosquitos tropicais. Nos criadouros estudados a temperatura oscilou de 27,5°C em criadouros com características mais naturais “barragens” e 31,3°C nos ambientes ainda em transformação “poças de olaria”. Mesmo em temperaturas consideradas elevadas, foi positiva a presença de anofelinos, mostrando sua versatilidade em relação aos parâmetros abióticos.

Becker (2008) ressalta quanto maior a temperatura, mais rápido será o ciclo de vida do mosquito e, acima de tudo, influência na progressão de gerações e no tamanho da população do vetor. Com o aumento da temperatura, aumenta o risco de ser infectado, porém, existe também uma correlação entre a longevidade do mosquito e a temperatura. Mosquitos que vivem em temperaturas mais baixas tem seu tempo de vida maior em relação aos que habitam locais com temperaturas mais elevadas, em temperaturas extremas, os mosquitos e os parasitas podem morrer.

O aumento da temperatura acelera também outras fases do ciclo de vida, como a frequência na alimentação sanguínea por parte dos adultos, a duração do ciclo gonotrófico e longevidade. Ocorrendo uma redução no ciclo gonotrófico acarreta no aumento do repasto sanguíneo realizados pelas fêmeas e assim maiores chances na transmissão da malária (DHIMAN et al., 2008; SNOW, 2008).

Segundo Minakawa et al. (2004) temperaturas mais baixas podem aumentar o estresse fisiológico, ocasionando o encurtamento da vida do mosquito adulto. Essa temperatura ideal é de (27 ° C), de acordo com Lyimo et al. (1992). Outra observação é a prolongação da maturação dos ovários que reduz o número de ciclos gonotróficos no mosquito fêmeo, influenciando assim na quantidade de descendentes e potencial de produção (GILLIES, 1953; MINAKAWA et al., 2004).

Tabela 9. Quadro com os principais parâmetros limnológicos utilizados no presente trabalho e por outros autores para caracterização de criadouros com seus respectivos valores em média e/ou variação.

Tipo de Criadouro	Parâmetros								Bibliografia
	STS	Turb.	pH	O ₂	Cond. µS	NO ₃	PO ₄	° C	
Tanque de Piscicultura	10,3	24,7	6,2	5,5	28,6	0,10	0,01	29,7	Arcos et al., 2012
Poça de Olaria	13,3	20,4	6,0	3,0	71,9	0,10	0,11	31,0	Arcos et al., 2012
Barragem	4,1	3,4	6,3	4,3	10,5	0,66	0,01	29,8	Arcos et al., 2012
Tanque de Piscicultura	30,6	18,6	--	--	--	--	--	--	Rodrigues et a., 2008
Poça de Olaria	31,0	30,0	--	--	--	--	--	--	Rodrigues et a., 2008
Tanque de Piscicultura	--	--	--	--	--	--	--	27,0 - 31,0	Durigan et al., 1992
Naturais e Artificiais	--	--	6,0 - 7,0	--	--	--	--	26,0	Rozendaal et al 1990; Berti-Moser et al., 2008
Naturais e Artificiais	--	--	--	6,4	--	2,53	0,63	26,3	Kengluetcha et al., 2005
Tanque de Piscicultura	--	5,21	--	3,4	--	--	0,69	--	López; González, 1994
Lóticos "Rios"	--	--	6,4 - 6,9	--	70 - 1220	--	--	--	Manguin et al., 1996a
Lóticos "Rios"	--	--	4,5 - 8,8	--	650	--	--	--	Manguin et al., 1996b
Pequeno Porte	--	--	6,6	--	118,3	--	--	24,6	Minakawa et al., 2004
Naturais e Artificiais	--	--	5,8 - 5,9	--	--	--	--	28,9 - 29,7	Nagm et al., 2007
Lóticos "Rios"	154,0	30,0	6,51	9,73	308,20	2,6	0,17	30,4	Oyewole et al., 2009
Naturais e Artificiais	--	--	6,1	--	--	--	--	28,0	Rúbio-Palis et al., 2005
Lóticos "Rios de água preta"	--	--	5,0	--	--	--	--	25 - 27	Tadei et al., 1998
Lóticos "Rios de água branca"	--	--	7,0 - 8,0	--	--	--	--	21,0 - 24,0	Tadei et al., 1998

As temperaturas elevadas em criadouros de águas turvas ocasionam uma evaporação mais rápida, diminuindo a permanência destes criadouros e os anofelinos terão um tempo menor para atingir a fase adulta (PAAIJMANS et al., 2008). Nos criadouros de Olaria (P3 e P4) por serem recentes, suas águas eram bastante turvas, sem a presença de muita mata ciliar, favorecendo a entrada de raios solares e contribuindo para o aumento da temperatura da água. Rozendaal (1990) afirma que não é possível a coleta de larvas de *A. darlingi* em criadouros totalmente expostos ao sol, e sim em ambientes parcialmente ou totalmente sombreados. Entretanto apenas um espécime foi encontrado no P4, este criadouro recebe altas incidências de raios solares, lembrando que esta espécie tem hábito antropófilo e este ponto fica ao lado da estrada e próximo a residências.

Kengluetcha et al. (2005) relataram que as variáveis ambientais podem determinar a abundância larval de anofelinos nos criadouros, sendo que elas contribuem partes dos ambientes.

A análise canônica mostrou uma forte associação entre temperatura e a presença de *A. albitarsis* e *A. deaneorum* nos criadouros artificiais. Trabalhos vêm relatando a temperatura como parâmetro indicativo da presença de anofelinos, como de Kengluetcha et al. (2005) que identificaram a baixa temperatura associada com o aumento da população de *A. minimus* e *A. dirus* em criadouros, além das concentrações de dióxido de carbono nos sítios de reprodução. Entretanto, para *A. kochi* e *A. jamesii* esse comportamento foi o inverso, sendo vista uma associação com temperaturas mais elevadas.

Nagm et al. (2007) avaliaram a temperatura da água durante o período chuvoso em Roraima de 28,9 ° C e pH médio 5,9 e no período seco de 29,7 ° C e pH 5,8. Rejmankova et al. (1993) verificaram a temperatura da água e oxigênio dissolvido pouco correlacionados com a ocorrência larval nos criadouros. Entretanto, Shililu et al. (2003) encontraram o oposto, tendo um efeito significativo sobre a densidade larval nos criadouros, variando em média 19,7 a 28,8 ° C.

Em todos os criadouros foram verificados baixos valores de nitrato e fosfato, estando de acordo com a resolução ambiental e com características de ambientes não poluídos, enfatizando a presença dos anofelinos em criadouros com águas sem poluição. Os fatores abióticos do eixo 2 como nitrato, fosfato e oxigênio dissolvido mostraram associação com *A. nimbus*, *A. oswaldoi*, *A. peryassui* e *A. nuneztovari*. Muito se vê a relação desses parâmetros com aspectos ecológicos e ambientais, sendo este um estudo novo que busca relacionar os fatores químicos presentes no ambiente com a presença dos anofelinos.

O aumento de fósforo e nitrogênio nos lagos propiciam o crescimento de macrófitas aquáticas, principalmente *Pistia stratiotes* e *Eichhornia crassipes*, favorecendo e ampliando as áreas de reprodução dos anofelinos e, principalmente, do *Anopheles darlingi* (FORATTINI, 1962; OSORIO-QUINTERO; DUTARY-THATCHER; TADEI, 1996).

Nos ambientes aquáticos a tolerância a poluentes variam muito, sendo em geral mais elevada nas espécies domésticas e peridomésticas. Os mosquitos do Gênero *Anopheles* da região neotropical, em geral são muito sensíveis a produtos nitrogenados e por isso dificilmente encontrados em águas poluídas. Segundo Esteves (1998) as reações químicas do nitrogênio são muito importantes no funcionamento dos ecossistemas aquáticos. Uma de suas formas mais comuns são nitrito e nitrato, apresentam em baixas concentrações em ambientes oxigenados. Com a alta pluviosidade, pode aumentar a quantidade de matéria orgânica no ambiente aquático e provocar um aumento da decomposição, provocando então uma maior concentração de nitrito.

O oxigênio possui um papel interativo com o nitrogênio. Quando em baixas concentrações, o oxigênio dissolvido provoca uma inibição da nitrificação (etapa do ciclo do nitrogênio) gerando então uma acumulação de nitrito no ambiente (PRINCIC et al., 1998).

Durante a caracterização, 80% dos criadouros não estavam enquadrados no CONAMA, com valores de oxigênio dissolvido inferiores a 6,0 mg/L. Vale ressaltar que essa mensuração foi retirada das margens dos criadouros que são áreas com pouca movimentação da água e sem correnteza em comparação ao meio, onde a ação dos ventos auxiliaria na entrada de oxigênio no ambiente e com isso o valor retirado neste ponto seria um pouco mais elevado.

O oxigênio dissolvido nos tanques de piscicultura aumenta durante o dia devido à presença dos organismos fotossintéticos e diminui a noite através da respiração dos organismos. Com o aumento da respiração pelos organismos aquáticos, a quantidade de oxigênio da água diminui, conseqüentemente aumenta a concentração de CO₂ e reduzindo assim o pH. Em contrapartida, quando a fotossíntese é alta, esse comportamento inverte, podendo ser determinada pela intensidade da luz e das horas ao longo do dia (DURIGAN; SIPAÚBA-TAVARES; OLIVEIRA, 1992).

As características físico-químicas da água segundo a literatura não é um fator limitante para o desenvolvimento de mosquitos do gênero *Anopheles* (UNTI, 1942). Estas mesmas observações foram registradas por Tadei e colaboradores (1993, 1998), em estudos sobre os criadouros de anofelinos no rio

Uatumã, na Hidrelétrica de Balbina/AM. Foi constatado que *A. oswaldoi* e *A. mediopunctatus* são espécies que mostram ampla tolerância de variação do pH do criadouro e que os tipos de algas presentes também não limitam a sua ocorrência.

Valores de pH encontrados nos pontos de coleta tiveram variação de 4,9 a 6,7, não se enquadrando completamente na resolução CONAMA que estipula valores entre 6,0 e 9,0 em ambientes léticos. Como não se trata de um monitoramento, pode ocorrer a oscilação de pH de um dia para o outro, ressaltando que foi retirada apenas uma medição em cada criadouro estudado. Em criadouros com influência do rio Negro, estes valores irão mudar devido às características ácidas da água da região ser diferente do estipulado pela resolução ambiental.

O eixo 2 da análise canônica recebeu maior influência do parâmetro limnológico pH, resultando no agrupamento de *A. nimbus*, e a condutividade associada com a presença de *A. nuneztovari*. Manguin et al. (1996a) mostraram o pH variando entre 6,49 – 6,93 e condutividade : 70 – 1220 μS em ambientes léticos em Belize e não identificou associação significativa com a presença de *A. darlingi* e *A. albimanus*. Liu et al. (2012) encontraram relação do pH com a presença larval de *A. sinensis* na China. Detritos, pH ácido e temperature 26,7 – 28°C mostraram associação positiva com as espécies *A. oswaldoi*, *A. darlingi* e *A. matrogrossensis* (RÚBIO-PALIS et al., 2005). A associação positiva entre valores altos de pH e *A. arabiensis* foi observado por Gimnig et al. (2001) no oeste do Quênia.

De acordo com Okogun et al. (2003) os criadouros com o pH quase neutro, entre 6,8-7,2 são ideais para o enfraquecimento das cascas dos ovos de *Anopheles*. Foi observada abundância larval de *A. dirus* em ambientes com valores baixos de pH, principalmente em criadouros de piscina no solo “Ground pool” (KENGLUECHA et al., 2005). Geller et al. (2000) em experimento laboratorial, verificaram o desenvolvimento normal de *A. gambiae* em pH variando 4,0-7,8. Em tanques de piscicultura o pH pode ser considerado ligeiramente ácido (DURIGAN; SIPAÚBA-TAVARES; OLIVEIRA, 1992).

As variáveis limnológicas Turbidez e STS mostraram-se dentro dos padrões estipulados para esses ambientes, verificando que os valores elevados destas duas estavam presentes principalmente em criadouros de olaria, que apresentavam água turva com bastante material orgânico. Resposta da análise canônica identificou as espécies *A. albitarsis* e *A. deaneorum* recebendo maior influência da Turbidez e STS, sendo fortemente correlacionados. Foram encontradas correlações significativas entre o STS, cátions e ânions com a ocorrência de espécies de *Anopheles* (REJMANKOVA et al., 1993). Em ambientes com

águas muito turvas diminuem a presença de larvas de *Anopheles*, estando presentes em ambientes bem definidos (SATTLER et al., 2005).

López e González (1994) identificaram a turbidez e a área de interface vegetação-água os fatores que influenciaram na abundância e dispersão de *A. nuneztovari*, nos pontos que possuíam valores de turbidez altos, a densidade larval era menor. Para López e González (1993) a turbidez reflete um recurso alimentar para as larvas de *A. nuneztovari*, e pode diminuir a produção primária realizada pelos fitoplânctons, onde as algas tem demonstrado grande importância para espécies de anofelinos, sendo utilizado como indicador de qualidade da água.

Fatores ambientais “bióticos e abióticos” e qualidade da água nos criadouros, como por exemplo, as quantidades de sólidos totais em suspensão e matéria orgânica podem interferir na eficácia do formulado de *Bacillus sphaericus* (MULLA et al., 1984; BARJAC, 1990; RODRIGUES et al., 2008) aplicado no controle vetorial. A turbidez pode mudar a temperatura da água através da quantidade de partículas em suspensão presentes na coluna d’água. Esse aumento se dá também pela descida da água dos solos e dos sedimentos. Esta variação da turbidez pode ser aumentada pela presença de argila, silte e atividade biológica, como o aumento fitoplâncton, micorganismos e ação do homem (PAAIJMANS et al., 2008).

Através da análise limnológica pode-se verificar que alguns parâmetros físico-químicos podem alterar a competência do mosquito adulto (KENGLUECHA et al., 2005), e alguns parâmetros como oxigênio dissolvido, pH, temperatura e alimento podem influenciar diretamente na distribuição da entomofauna aquática (BISPO; OLIVEIRA, 1998). Outros fatores como temperatura ótima, concentração de amônia, nitrato e sulfato podem afetar o desenvolvimento e sobrevivência larval (PAL, 1945; ROBERT; AWONO-AMBENE; THIOULOUSE, 1998; GIMNIG et al. 2001; OO; STORCH; BECKER, 2002; MUTERO et al., 2004).

11.4 VEGETAÇÃO AQUÁTICA

Sabemos que as macrófitas servem tanto como micro-habitat quanto alimento para as larvas de anofelinos e demais invertebrados, elas estiveram presentes em 90% dos criadouros e classificadas em flutuantes, emergentes e submersas. Lopes e Lozovei (1995) identificaram as espécies *Salvinia* sp., *Cyperus* sp. e *Hedychium coronarium* presentes principalmente em barragens (LOPES; LOZOVEI,

1995). Nos criadouros analisados os gêneros mais frequentes foram *Salvinia* sp., *Eleocharis* sp. e *Utricularia* sp., presentes geralmente no mesmo tipo de criadouro. Rúbio-Palis et al. (2005) encontraram nos criadouros sete espécies de macrófitas presentes, sendo elas: *Salvinia auriculata*, *Elodea* sp., *Paspalum repens*, *Seleria seans*, *Pistia stratiotes*, *Heliconia psittacorum* e *Panicum* sp. Observa-se a diversidade de macrófitas como componentes dos criadouros de anofelinos.

Manguin et al. (1996b) verificaram nos criadouros vegetação flutuante, submersa e emergente, esta última a mais comum entre os criadouros. A presença delas foi associada positivamente com a presença larval. Macrófitas emergentes também foram os mais presentes dentre os criadouros, em especial os de barragens, resultando uma maior coleta de larvas entre elas. Não foi observada a presença de larvas de *A. pseudopunctipennis* em criadouros que não continham macrófitas e algas (MANGUIN et al., 1996b). No criadouro P8, não houve a presença de macrófitas e resultou no declínio da abundância larval no ato da coleta.

Na análise de regressão realizada não foi observada relação entre a riqueza de macrófitas e a densidade larval dos anofelinos nos criadouros, porém observações em campo demonstram que nos ambientes com maior densidade de macrófitas, maior foi a densidade de anofelinos coletados. E estudos já vêm apontando a relação direta entre densidade de macrófitas e a presença de anofelinos.

Estudos populacionais em criadouros indicam que as macrófitas possuem um papel importante como recurso alimentar para as larvas (HALL, 1972; REJMANKOVA et al., 1992; MARTEN; SUAREZ; ASTAEZA, 1996), entretanto, trabalhos com dieta alimentar de larvas envolvendo algas ainda são escassos. Os mosquitos podem escolher seus criadouros também com base na disponibilidade de alimento para as larvas (BLAUSTEIN; KOTLER, 1993).

As macrófitas oferecem oxigênio para o ambiente e fauna, além de oferecer substrato para postura de ovos e movimentação das espécies ao longo do hábitat, sendo importante para vários grupos de animais (GLOWACKA et al., 1976; MASTRANTUONO, 1986; WARD, 1992). Permitem o desenvolvimento na sua superfície de um microfilme composto de bactérias, protozoários e fitoplânctons importantes para espécies fitófilas (ROSINE, 1955). Os insetos aquáticos encontrados com macrófitas utilizam estas como abrigo, suporte e alimento (MERRITT; CUMMINS, 1984; WARD, 1992). Esta entomofauna é composta por exemplares de Odonata, Ephemeroptera, Coleoptera Hemiptera, e principalmente por larvas de Diptera (GLOWACKA et al., 1976; SONODA, 1999).

O aumento dos nutrientes principalmente em lagos e represas favorece o surgimento de macrófitas flutuantes, principalmente as espécies *Pistia stratiotes* e *Eichhornia crassipes*, fazendo com que aumentem os sítios de reprodução dos culicídeos. Estudo feito no reservatório de Balbina mostraram que logo após seu enchimento, aumentou em grande escala o número de macrófitas como *Lymnea* sp., *Salvinia* sp. e *Eichhornia* sp. e com o passar do tempo, esse número diminuiu (OSÓRIO-QUINTERO et al., 1996). Em Tucuruí a presença de anofelinos junto à macrófitas como *Eichhornia crassipes*, *Salvinia auriculata* e *Pistia stratiotes* foi observada. Além destas, foram encontradas espécies de *Paspalum repens*, *Scirpus cubensis*, *Lemna* sp. e *Utricularia foliosa* (TADEI; MASCARENHAS; PODESTÁ, 1983;TADEI et al 1993).

Tadei et al. (1993) destacaram o deslocamento de aglomerados de macrófitas através da ação do vento e de correnteza que facilitou a disseminação dos anofelinos em toda a área do reservatório em Tucuruí. O crescimento delas oferece um ambiente excelente para a reprodução dos anofelinos (DUTARY-THATCHER, 2000).

As plantas aquáticas podem interferir negativamente nos criadouros, quando cobrem a superfície limitando a área para a respiração e a oviposição, ou positivamente, oferecendo-lhes proteção, como acontece com *A. darlingi* nas raízes de *Pistia* e *Eichhornia*. Estes gêneros foram encontrados nos criadouros, e juntamente observados a elevada abundância de *Anopheles* spp. associada. Algas microscópicas também podem constituir alimento para as larvas e macrófitas do gênero *Utricularia*, por sua vez, pode preda larvas de mosquitos (BATES, 1949; FORATTINI, 1962; FURLOW; HAYS, 1972; HOBBS; MOLINA, 1983). No criadouro de olaria P3 foi coletado exemplar pertencente a este gênero e baixa quantidade de larvas, podendo esta vir auxiliar no controle da população larvária neste criadouro. De acordo com Maire (1983), em locais com presença de plantas aquáticas que formam uma infusão são locais preferenciais para oviposição das fêmeas de espécies de *Anopheles*.

A dinâmica sazonal da vegetação pode influenciar na flutuação ou aumento da população larval de anofelinos (RUEDA et al., 2010). Peiro e Alves (2006) encontraram a ordem díptera com maior abundância associada às macrófitas. Mostrando também que o peso das macrófitas “*Eleocharis* sp.” influenciam na abundância de insetos.

Segundo Savaje et al. (1990) a vegetação dos criadouros é um fator determinante para a presença ou ausência de larvas de *A. albimanus* e *A. pseudopunctipennis*. Entretanto, trabalhos realizados na

Venezuela indicaram fatores físico-químicos dos criadouros como determinantes para a ocorrência de *A. pseudopunctipennis* e *A. aquasalis* na região costeira (BERTI et al., 1993; BERTI et al., 2004; GRILLET et al., 1998).

Foi observada grande associação de *A. darlingi* com criadouros tipo lagos, acúmulo de detritos nos criadouros, lugares com pouca profundidade e criadouros parcialmente sombreados (REJMÁNKOVA; HARBIN-IRELAND; LEGE, 2000; REJMÁNKOVÁ et al., 1999; RUBIO-PALIS et al., 2005; BERTI-MOSER et al., 2008). A relação positiva entre a densidade de macrófitas da espécie *Myriophyllum aquaticum* com a densidade de ovos e larvas de *Anopheles hermsi* foi vista, além da escolha de grandes densidades de macrófitas como micro-hábitat (ORR; RESH, 1989, 1992; BOND et al., 2005).

Bugoro et al. (2011) constataram que as macrófitas aquáticas emergentes influenciando significativamente tanto na presença de larvas nos criadouros quanto na densidade larval em criadouros de água salobra, ou seja, com o aumento das plantas nos criadouros, também aumenta a possibilidade de encontrar larvas. Trabalho de Rodriguez et al. (1993) mostraram a existência de uma associação primária entre a densidade larval de *A. albimanus* e macrófitas do gênero *Cynodon*, *Echinochloa* e *Fimbristylis*. López e González (1994) relataram que uma ou mais espécies de macrófitas presentes nos tanques de piscicultura, estão relacionadas com a densidade de *A. nuneztovari*.

O *A. darlingi* foi associado com áreas sombreadas e vegetação submersa, principalmente em ambientes fluviais (MANGUIN et al., 1996a; SHILILU et al., 2003). Harbach et al., (1993) verificaram a associação de *Cabomba* sp. com a espécie. Macrófitas como *Pistia* sp. e *Eichhornia* sp. favorecem a reprodução de *A. darlingi* (FORATTINI, 1962).

A vegetação marginal no criadouro é também cuidadosamente avaliada antes de oviposição das fêmeas (RUSSELL; RAO, 1942). Trabalhos realizados em criadouros vêm descrevendo que a decomposição do material vegetal é considerada atraente para a oviposição das fêmeas grávidas de *Anopheles* (REJMÁNKOVÁ et al., 2005). Muitos dos aspectos físicos de um potencial criadouro provavelmente são avaliados visualmente pelo mosquito antes do início da oviposição ou contato com água e substrato, como por exemplo, a luminosidade que é um fator importante no comportamento de oviposição de *A. gambiae* (BELTON, 1967; MCCRAE, 1984).

11.5 FICODIVERSIDADE

Vários grupos de fitoplâncton foram encontrados com uma grande diversidade nos criadouros artificiais, importantes na alimentação das larvas, oxigenação dos criadouros, sendo identificadas 113 espécies pertencentes aos cinco principais grupos de algas. Esses ambientes mesmos sendo considerados artificiais de pequeno porte, comparado com extensões de rios, abrigam uma rica diversidade de algas que fazem parte da estrutura dos criadouros, oferecendo um tipo de recurso para colonização da entomofauna.

Tadei et al. (1993) identificaram 19 espécies de algas do grupo Bacillariophyta em criadouros de várias espécies de anofelinos amazônicos, e ressalta esse grupo como indicadores de ambientes de águas ácidas, pobres em nutrientes, refletindo uma baixa produtividade orgânica. Bond et al. (2005) sugerem que em ambientes fluviais as algas abrangem parte dos componentes alimentares das larvas. O maior grupo identificado entre os tipos de criadouros foram Chlorophyta, seguido de Bacillariophyta, por serem ambientes represados, sem interferência do rio Negro, este segundo grupo não foi predominante.

Geralmente são dois os fatores que limitam os números de imaturos na natureza: a disponibilidade de recursos nutricionais e a presença de inimigos naturais (WASHBURN, 1995). A disponibilidade de alimento no criadouro faz parte dos fatores que contribuem para o desenvolvimento larval. A qualidade dos alimentos não é somente importante para o desenvolvimento larval, também influencia no desempenho do futuro adulto (TIMMERMANN; BRIEGEL, 1999).

Dentro da dieta das larvas de anofelinos, os mesmos utilizam do microplâncton presente em seus habitats, constituído de algas, rotíferos, bactérias, esporos de fungos, ou quaisquer partículas de matéria orgânica. Soluções de substâncias nutritivas parecem insatisfatórias para a nutrição larvária e existe controvérsia quanto à eficácia de suspensões coloidais (CHRISTOPHERS, 1960; CLEMENTS, 1963).

Através do poder de filtragem de até 2 litros de água por dia pelas larvas (SENIOR-WHITE, 1928), aumenta a eficiência na captura mais partículas. A ingestão não seletiva de partículas por parte das larvas facilita a utilização de larvicidas por ação digestiva (FORATTINI, 1962). A superfície da água possui grande quantidade de nutrientes, materiais orgânicos e microrganismos, servindo como fonte alimentar (proteínas, lipídios e carboidratos) para as larvas de anofelinos (GRIECO et al., 2007). As larvas de anofelinos utilizam suas escovas palatais laterais para captar as partículas orgânicas e bactérias de 1,5 a 4.5 μm de diâmetro na superfície da água (WALKER; MERRITT, 1993).

A adição de ração diária nos tanques de piscicultura aumenta a presença de matéria orgânica, conseqüentemente a presença de fitoplâncton e zooplâncton que estão inseridos na dieta alimentar das larvas de anofelinos (RODRIGUES et al., 2008). Entretanto, com a diminuição da entrada de luz nos criadouros, pode vir a aumentar a biomassa das algas que irão interferir nas plantas aquáticas submersas, sendo a luz um importante fator de limitação para elas (KIRK, 1994). Em contra partida, as macrófitas podem suprimir o crescimento dos fitoplâncton por utilizarem e assim reduzirem os nutrientes disponíveis nos criadouros (VAN DONK et al., 1990).

A utilização da *Spirogyra majuscula* na dieta de larvas para a manutenção das colônias em laboratório mostrou-se apropriada para o desenvolvimento do mosquito (BOND et al., 2005). E insetos aquáticos como moscas Ephydrid e Trichoptera também utilizam algas filamentosas na sua dieta (ZACK; FOOTE, 1978; KEIPER, 2002). Fora alimentação, Bond et al.,(2005) observam em ambientes com grande cobertura de algas, um refúgio eficaz contra predação por peixes devido a barreira formada pelas elas.

Bugoro et al. (2011) identificaram as algas filamentosas influenciando significativamente densidade larval de *A. farauti* nas Ilhas Salomão. Kim et al. (2007) observaram as larvas de *Anopheles* spp. apresentando associação com esteiras de algas ao longo de rios e margens de córregos. O mesmo não foi observado para riqueza de fitoplâncton e densidade larval nos criadouros artificiais pela análise de regressão.

Trabalhos realizados por Manguin et al. (1996a) encontraram em criadouros de *A. darlingi* em Belize altas densidades de algas verdes “Chlorophyta”, sendo associada com a presença de *A. albimanus*. Estudos realizados no reservatório de Balbina apresentaram a relação das algas do grupo Bacillariophyta “Diatomáceas” com a presença de *A. oswaldoi* e *A. mediopunctatus* no ambiente (TADEI et al., 1993), sendo estas presentes em grande quantidade em ambientes de águas pretas com pH ácido.

A associação de algas filamentosos pertencentes aos gêneros *Cladophora* e *Enteromorpha*, principalmente *Spirogyra* e imaturos de *Anopheles pseudopunctipennis* foi descrita nos trabalhos de Rejmankova et al. (1991, 1993) e Manguin et al. (1996b), sendo observada a atração de fêmeas grávidas por ambientes com algas onde será realizada a oviposição (TORRES-ESTRADA et al., 2007).

Através da análise de regressão encontraram associações positivas entre *A. arabiensis* e *A. gambiae* com a presença de algas e alta turbidez, porém, não ocorrendo com macrófitas. *A. funestus* foi descrito associado a criadouros permanentes, grandes e com presença de algas e macrófitas (GIMNIG et al., 2001). As algas presentes nos criadouros artificiais mostraram-se afetadas significativamente pela

presença de larvas, com exceção de Euglenophyta (GIMNIG et al., 2002). As algas foram significativamente associadas com a presença e ausência de larvas de *A. albimanus* nos dois períodos sazonais no México (SAVAGE et al., 1990). Scorza et al. (1977) observaram as larvas de *A. nuneztovari* se alimentavam do fitoplâncton presente na superfície da água.

Foi identificada também a associação de *A. darlingi* junto a detritos flutuantes nos criadouros (HARBACH ET al., 1993; REJMANKOVA HARBIN-IRELAND; LEGE, 2000). Manguin et al. (1996a) obtiveram associação de áreas ensolaradas e presença de algas verdes com o *A. albimanus*, onde esta espécie foi encontrado em vários tipos de criadouros, sendo considerado um mosquito onipresente. No presente estudo *A. darlingi* e *A. triannulatus* mostraram-se presentes em 80% dos pontos estudados, mostrando ser bastante eclética quanto à natureza dos criadouros, principalmente a segunda espécie.

Rúbio-Palis et al. (2005) identificaram a preferência de imaturos de anofelinos por lagos sombreados com alta abundância de algas. Savage et al. (1990) revelam que algas planctônicas, altitude e a presença de *Eichhornia* são importantes na compreensão da distribuição de larvas *A. albimanus* na estação seca. Trabalho de Bond et al. (2005) descobriram que as fêmeas de *A. pseudopunctipennis* só depositavam seus ovos em criadouros com presença de algas, além disso, análise do conteúdo estomacal foi realizada mostrando 47% constituído de algas e o restante de detritos orgânicos. As algas além de servirem como alimento, foram vistas como possíveis reguladoras das populações de larvas de *A. gambiae s.l.* (GIMNIG et al., 2002; TUNO et al., 2006).

De acordo com Trainor (1983) as algas também são utilizadas para avaliação da qualidade dos sistemas aquáticos, para os quais, inclusive, já foi sugerido um "índice de poluição" baseado nos gêneros de algas presentes: quanto menos diversificada a população, maior a poluição do sistema. Além disso, são responsáveis pela produção de grande parte do oxigênio dissolvido do meio, porém, em grandes quantidades, como resultado do excesso de nutrientes (eutrofização), trazem alguns inconvenientes: sabor e odor; toxidez, turbidez e cor; formação de massas de matéria orgânica que, ao serem decompostas, provocam a redução do oxigênio dissolvido.

As algas nesses ambientes são importantes, pois servem como alimento para as larvas de anofelinos e outros organismos, contribuindo também com o aumento na concentração de oxigênio dissolvido, principalmente nestes ambientes lênticos que não possuem com frequência aeração mecânica, como por exemplo, a ação dos ventos, corredeiras, e equipamentos.

11.6 PLUVIOSIDADE

Em 2011, os níveis de chuva na região não tiveram uma distribuição normal respeitando as estações, ocorrendo uma quantidade de chuvas expressivas durante o ano todo, por isso não foi realizado um estudo de sazonalidade. A precipitação nos meses de coleta foi em média 137,8 mm, com a densidade larval maior nos criadouros que compreenderam maiores precipitações.

Estudo de correlação linear realizado no Parque Nacional da Serra da Bocaina constatou-se que a temperatura e a precipitação pluviométrica influenciaram na incidência da fauna de culicídeos, com o aumento da temperatura, conseqüentemente aumentou o número de espécies (GUIMARAES et al., 2001). Nagm et al. (2007) verificaram o índice pluviométrico no período das chuvas em média 47,7 mm, bem abaixo do ocorrido em Manaus durante os períodos de coleta.

Fatores como precipitação são importantes para os ciclos anuais da população de *Anopheles darlingi* (BRUYNING, 1952; CHARLWOOD, 1980). Shililu et al. (2003) e Fillinger et al. (2004) verificaram que o fator limitante da abundância de mosquitos é a disponibilidade de água e chuvas. Osorio-Quintero et al. (1996) viram maior abundância de *A. nuneztovari* no período de chuvas e *A. darlingi* no final da seca. Bugoro et al. (2011) não verificou a precipitação influenciando na densidade larval.

Tadei et al. (1993) observaram maiores frequências de *A. darlingi* no período intermediário (inverno-verão) e *A. peryassui* mostrando pico máximo de incidência no verão. Entretanto alguns estudos envolvendo *A. darlingi* relatam sua baixa abundância no final da estação chuvosa e início da seca (MAGRIS et al., 1999, RUBIO-PALIS et al., 2000; RÚBIO-PALIS et al., 2005). Manguin et al. (1996a) encontraram presença de *A. darlingi* durante a estação de seca e chuvosa ao longo das margens dos rios, e com menos frequência em lagos e piscinas pequenas.

Shililu et al. (2003) coletaram durante o período seco anofelinos nos criadouros artificiais. Esta observação reafirma a importância do controle nesses ambientes, pois favorece o desenvolvimento do mosquito o ano todo.

Estudo realizado em lago artificial da hidrelétrica de Balbina mostrou uma grande abundância e diversidade de anofelinos cinco anos após o enchimento do reservatório, com 4.383 espécimes de *Anopheles*, além dos demais culicídeos. Foi observado que a densidade populacional de *A. nuneztovari* foi maior no período de chuvas e menor no período de seca, enquanto que o *A. darlingi* no final no

período de seco apresentou maior densidade, além destes o *A. triannulatus* mostrou-se presente em todos os pontos de coleta, porém em baixa densidade (OSÓRIO-QUINTERO et al., 1996).

Nagm et al. (2007) encontraram oito espécies de anofelinos nos criadouros estudados. No período chuvoso, o *A. triannulatus*, *A. albitarsis* e *A. nuneztovari* foram os mais abundantes, e na seca o *A. albitarsis* demonstrou ser mais abundante, seguido de *A. braziliensis* e *A. triannulatus*, ressaltando-se a presença de *A. albitarsis* nos dez pontos de coleta. O *A. darlingi* esteve presente em baixa densidade, apenas com 8 larvas nos dois períodos estudados. No atual estudo, foram identificados 9 espécies, sendo os mais abundantes o *A. triannulatus* e *A. darlingi*, seguido de *A. nimbus* e *A. braziliensis*. Verificou-se a presença das duas primeiras espécies em 80% dos pontos estudados.

Bentley e Day (1989) enfatizam que faltam mais estudos de campo, principalmente a parte ecológica a fim de elucidar sobre aspectos que seleção de local para oviposição dos mosquitos.

11.7 APLICAÇÃO DA GESTÃO AMBIENTAL NO CONTROLE

Durante o presente estudo foi mais que ratificada a importância dos criadouros artificiais, em especial os tanques de piscicultura e barragens como criadouros potenciais para os anofelinos, além dos fatores que influenciaram ou não a presença e densidade do vetor nesses novos ambientes. Com base nisso, o surgimento de um pensamento de estratégia de controle nesses habitats são considerados, principalmente compreendendo a gestão ambiental e o biocontrole.

Aunt (1994) cita a utilização da gestão ambiental com base nos princípios ecológicos representa uma intervenção eficaz e conveniente para o controle de inseto vetor. Um exemplo a ser citado é manipulação do habitat através da retirada de algas filamentosas, reduzindo a densidade larval e juntamente os adultos, demonstrando um sucesso no controle vetorial (BOND et al., 2004; KNIGHT et al., 2003; JIANNINO; WALTON, 2004; BUGORO, et al., 2011). Aliado a isto, pode ser feita a utilização de inseticidas biologicamente derivados “biolarvicidas” (FEDERICI et al., 2003), principalmente em criadouros artificiais que ficam ativos ao longo do ano (RODRIGUES et al., 2008), pois os mesmos podem propiciar a manutenção da malária todo o ano na região.

A melhor forma de traçar técnicas de controle seria entendendo a ecologia de populações de larvas nos criadouros, onde elas são mais sensíveis às infecções por patógenos, parasitas e predação,

além de recebem estímulos de reguladores de crescimento, impedindo o crescimento pós-pupa (LAIRD, 1988). Essas informações são necessárias para não ocorrer falhas em programas de controle e erradicação do vetor e da doença.

Uma maneira eficaz e econômica para diminuir a densidade de macrófitas nos criadouros seria a gestão sistemática do nível das águas, pois iria limitar a reprodução dos *Anopheles* (HALL, 1972). Tal atividade é realizada no criadouro P5, sendo um tanque de piscicultura que é esgotado periodicamente. López e González (1994) citam que essa atividade pode ser útil para os tanques.

Mwangangia e colaboradores (2009) enfatizam uma campanha acelerada no controle de vetores nos criadouros, utilizando de abordagens de gestão integradas, principalmente nos períodos chuvosos. Devido à diversidade biológica e epidemiológica de outras espécies de anofelinos envolvidas na transmissão da malária, requer estratégias de controle variadas para atingir a eficácia no combate ao vetor e a doença (PÓVOA et al., 2006). Rodrigues et al. (2008) relatam que ocorrem sempre mudanças nas estratégias de controle do vetor, respeitando as áreas endêmicas e de risco.

As atividades humanas influenciam as formas imaturas de culicídeos sinantrópicos a ocuparem os novos criadouros denominados artificiais (SILVA, 2002), esta característica é observada neste trabalho com a presença de anofelinos tanto em criadouros recentes quanto em antigos, mostrando a capacidade de adaptação ao meio que essas espécies possuem.

12. CONCLUSÃO

A presença de criadouros artificiais favorece o desenvolvimento dos anofelinos o ano todo na região, principalmente os tanques de piscicultura e barragens que possuem características que possibilitam a presença dessas espécies, inclusive do vetor da malária da Amazônia. Estes criadouros possuem uma rica estrutura que o compõe, propiciando a presença de várias espécies.

No ambiente aquático os parâmetros limnológicos mostraram relações significativas com a presença de espécies de *Anopheles*, podendo servir como indicativos para potenciais criadouros de anofelinos baseados na qualidade da água, assim como a presença de vegetação e algas nos mesmos.

As chuvas estão relacionadas positivamente com os criadouros artificiais, dependendo dela para seu pleno funcionamento e conseqüentemente utilização dos mosquitos o ano todo. Vale ressaltar a importância do monitoramento nesses criadouros, por estarem situados na área periurbana de Manaus sem um devido controle, podem contribuir para um surto de malária na região.

As observações da presença de anofelíneos em vários tipos de criadouros, sendo estes naturais ou artificiais, fazem com que possamos ter um indicativo de forte adaptação ao meio, enfatizando a importância do controle destes vetores em várias frentes e acima de tudo adequação ao meio em que estes estão se adaptando, com o surgimento de inovação e gestão no controle.

13. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

APHA - American Public Health Association, AWWA American Water Work Association, WPCF Water Pollution Control Federation. *Standart Methods of the Experimination of Water and Wasterwater*. 14 ed. New York, 1985. 1268 p.

ARRUDA, M. E.; CARVALHO, M. B.; NUSSENZWEIG, R. S.; MARACIC, M.; FERREIRA, A. W.; COCHRANE, A. H. Potential vectors of malaria and their different susceptibility to Plasmodium falciparum and P. vivax in northern Brazil identified by immunoassay. *Am J Trop Med Hyg* 35: 873-881. 1986.

AULT, S. K. Environmental management: a re-emerging vector control strategy. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 50: 35-49. 1994.

BARATA, R. C. Malária no Brasil: Panorama Epidemiológico na Última Década. *Cad. Saúde Públ.*, 11: 128-136. 1995.

BARBOSA, M. G. V.; FÉ, N. F.; MARCIÃO, A. H. R.; SILVA, A. P. T.; MONTEIRO, W. M.; GUERRA, M. V. F GUERRA, J. A. O. Registro de Culicidae de importância epidemiológica na área rural de Manaus, Amazonas. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. 41(6): 658-663, nov-dez, 2008.

BAKIK, T. K.; SAHU, B.; SWAIN, V. A review on *Anopheles culicifacies*: From Bionomics to Control with Special Reference to Indian Subcontinent. *Acta Tropica*, 109: 87-97. 2009.

BARJAC, H.; SUTBERLAND, D. J. *Bacterial Control of Mosquitos e Black Flies: Biochemistry, Genetics e Applications of Bacillus thuringiensis israelensis and Bacillus sphaericus*. Rutgers University Press, New Brunswick. 1990. pp. 349

BAR-ZEEV, M. The effect of temperature on the growth rates and survival of the immature stages of *Aedes aegypti* (L.). *Bull. Entomol. Res.*, 49:157-163, 1958.

BASS, C.; WILLIAMSON, M. S.; WILDING, C. S.; DONNELLY, M. J.; FIELD, L. M. Identification of the main malaria vectors in the *Anopheles gambiae* species complex using a TaqMan real-time PCR assay. *Malaria Journal*, 6:155. 2007.

BATES, M. *The natural history of mosquitoes*. New York: The Macmillan Company, 1949. 379 p.

BECKER, N. Life strategies of mosquitoes as an adaptation to their habitats. *Bulletin of the Society of Vector Ecologists*, 14: 6-25, 1989.

BECKER, N. Life strategies of mosquitoes as an adaptation to their habitats. *Bull. Soc. Vector Ecol.*, 14: 6-25. 1989.

BECKER, N. Influence of climate change on mosquito development and mosquito-borne diseases in Europe. *Parasitol. Res.* (suppl. 1) 103: S19-S28. 2008.

- BELTON, P. Effect of illumination and pool brightness on oviposition by *Culex restuans* (Theobald) in the field. *Mosq. News.*, 27: 66-68. 1967.
- BENTLEY, M. D.; J. F. DAY. Chemical ecology and behavioral aspects of mosquito oviposition. *Ann. Rev. Entomol.*, 34: 401-421. 1989.
- BERGO, E. S.; BURALLI, G. M.; SANTOS, J. L. F.; GURGEL, S. M. Avaliação do desenvolvimento larval de *Anopheles darlingi* criado em laboratório sob diferentes dietas. *Rev. Saúde Públ.* 24(2): 95-100. 1990.
- BERTI, J.; ZIMMERMAN, R. H.; AMARISTA, J. Spatial and temporal distribution of anopheline larvae in two malarious areas in Sucre state, Venezuela. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 88: 353-362. 1993.
- BERTI, J.; GUTIÉRREZ, A.; ZIMMERMAN, R. H. Relaciones entre tipos de hábitat, algunas variables químicas y la presencia de larvas de *Anopheles aquasalis* Curry y *Anopheles pseudopunctipennis* Theobald en un área costera del estado Sucre, Venezuela. *Entomotropica.* 19: 79-84. 2004.
- BERTI-MOSER, J.; GONZÁLEZ-RIVAS, J.; NAVARRO, E. Fluctuaciones estacionales y temporales de la densidad larvaria de *Anopheles darlingi* Root (Diptera: Culicidae) y familias de insectos asociados al hábitat en El Granzón, Parroquia San Isidro, municipio Sifontes Del estado Bolívar, Venezuela. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental.* 48(2): 177-189. 2008.
- BICUDO, C. E. M.; MENEZES, M. *Gêneros de algas de águas continentais do Brasil: Chave para identificação e descrições.* São Carlos: Rima. 2 ed. 2006. 489 p.
- BISPO, P. C.; OLIVEIRA, L. G. Distribuição espacial de insetos aquáticos (Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera) em córregos de cerrado do Parque Ecológico de Goiânia, estado de Goiás. In: NESSIMIAN, J. L; CARVALHO, A. L. E. (Ed.). *Ecologia de insetos aquáticos.* Rio de Janeiro: PPGE-UFRJ, 1998. cap. 13, p. 175-189. (Series oecologia brasiliensis, 5).
- BLAUSTEIN, L.; KOTLER, B.P. Oviposition habitat selection by the mosquito *Culiseta longiareolata*: effects of conspecifics, food, and green toad tadpoles. *Ecological Entomology*, 18: 104–108. 1993.
- BOND, J.G.; ROJAS, J.C.; ARREDONDO-JIMENEZ, J.I.; QUIROZ- MARTINEZ, H.; VALLE, J.; WILLIAMS, T. Population control of the malaria vector *Anopheles pseudopunctipennis* by habitat manipulation. *Proceedings of the Royal Society London Series B, Biological Sciences*, 271: 2161–2169. 2004.
- BOND, J . G.; ARREDONDO-JIMENÉZ, J. I.; RODRÍGUEZ, M. H.; QUIROZ-MARTÍNEZ, H.; WILLIAMS, T. Oviposition habitat selection for a predator refuge and food source in a mosquito. *Ecological Entomology* 30: 255–263. 2005.
- BRANQUINHO, M. S.; ARAUJO, M. S.; NATAL, D.; MARRELLI, M. T.; ROCHA, R. M.; TAVEIRA, F. A.; KLOETZEL, J. K. *Anopheles oswaldoi* a potential malaria vector in Acre, Brazil. *Trans R Soc Trop Med Hyg*, 90: 233. 1996.

BRANQUINHO, M. S.; MARRELLI, M. T.; CURADO, I.; NATAL, D.; BARATA, J. M.; TUBAKI, R.; CARRÉRI-BRUNO, G. C.; MENEZES, R. T.; KLOETZEL, J. K. Infection of *Anopheles (Kerteszia) cruzii* by *Plasmodium vivax* and *Plasmodium vivax* variant VK247 in the municipalities of São Vicente and Jquitiba, São Paulo. *Revista Panamericana de Salud Pública*, 2(3):189- 198, 1997.

BRASIL. Guia de vigilância epidemiológica. Influenza/varíola. Brasília: **Ministério da Saúde**. v. 2, p. 1-12. 2002.

BRASIL. Conselho Nacional de Meio Ambiente. *Resolução no. 357, de 17 de março de 2005*. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento bem como estabelece condições e padrões de lançamento de efluentes e da outras providencias. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/Conama/>> Acesso em 01 fev. 2007.

BRASIL - MINISTÉRIO DA SAÚDE. *Profissional e Gestor: Malária. Distribuição da Malaria no Brasil*. 2009. Disponível em: <http://portal.saude.gov.br/portal/saude/profissional/area.cfm?id_area=1526>. Acesso: 01 fev. 2011.

BRITZ, L. Zur klassifikation der brutplatze von stechmucken. *Angew. Parasitol.*, 26(3): 157-164, 1985.
Bruyning, C. F. A. Some observations on the distribution of *An. darlingi* Root in the savanna region of Suriname. *Doc. Med. Geogr. Trop.* 4: 171-174. 1952.

BRUYNING, C. F. A. Some observations on the distribution of *An. Darling*, Root in the savanna region os Suriname. *Documents Med. Geogr. Trop.*, 4: 171 – 174. 1952.

BUGORO, H.; HII, J.; RUSSELL, T. L.; COOPER, R. D.; CHAN, B. K. K.; IRO’OFA, C.; BUTAFA, C.; APAIRAMO, A.; BOBOGARE, A.; CHEN, C. C. Influence of environmental factors on the abundance of *Anopheles farauti* larvae in large brackish water streams in Northern Guadalcanal, Solomon Islands. *Malaria Journal*, 10(262): 1-11. 2011.

CAILLOUËT, K. A.; KEATING, J.; EISELE. T. P. Characterization of aquatic mosquito habitat, natural enemies, and immature mosquitoes in the Artibonite Valley, Haiti. *Journal of Vector Ecology*, 33(1): 191-197. 2008.

CARTER, H. F. Further observations on the transmission of malaria by anopheline mosquitoes in Ceylon. *Ceylon J. Sci.*, 2(4): 159–176. 1930.

CARREIRA-ALVES, J. R. Encontro de anofelinos do subgênero *Nyssorhynchus* em recipientes artificiais, Maricá, RJ, Brasil. *Revista de Saúde Pública* 35: 407-408, 2001.

CERQUEIRA, N. L. Distribuição geográfica dos mosquitos da Amazônia, *Revta bras. Ent.* 10: 111-168. 1961.

CETESB – Companhia de Tecnologia e Saneamento Ambiental. *Relatório de Qualidade das águas Interiores do Estado de São Paulo*. São Paulo, 2001. 224 p.

CHAAR, J. S.; REZENDE, M. O. O.; VIEIRA, E. M. Caracterização de Ácidos Húmicos Extraídos de Água e Sedimento do Rio Negro. In: 20ª REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE QUÍMICA. São Paulo : Tec Art Editora Ltda, v. 3. p. AB-68, 1997.

CHARLWOOD, J. D. Observations on the bionomics of *Anopheles darlingi* Root (Diptera: Culicidae) from Amazonas, Brazil. *Bull. Entomol. Res.*, 70: 685-692. 1980.

CLABORN, D. M.; HSHIEH, P. B.; ROBERTS, D. R.; KLEIN, T. A.; ZEICHNER, B. C.; ANDRE, R. G. Environmental factors associated with larval habitats of malaria vectors in northern kyunggi province, republic of korea. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 18(3): 178-185, 2002.

CLEMENTS, A. N. *The biology of mosquitoes: development, nutrition and reproduction*. London, Chapman & Hall, vol. 1. 1992.

COETZEE, M. Editorial Distribution of the African Malaria Vectors of the *Anopheles gambiae* complex. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 70(2): 103–104. 2004.

CONSOLI, R.A.G.B.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*. Fundação Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 1994. 228p.

DAGGY, R. H. The biology and seasonal cycle of *Anopheles farauti* on Espirtu Santo, New Hebrides. *Ann Entomol Soc Am*, 38: 3-13. 1945.

DE SOUZA, J. B.; RILEY, E. M. Cerebral malaria: the contribution of studies in animal models to our understanding of immunopathogenesis. *Microbes Infect*, 4: 291–300. 2002.

DEANE, L. M. Malaria Vectors in Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 81: Supl. 2, 5-14. 1986.

DEANE, L. M.; CAUSEY, O. R.; DEANE, M. P. Notas sobre a distribuição e a biologia dos anofelinos das regiões nordestina e amazônica do Brasil. *Revista Série Especial de Saúde Pública*, 4: 827–966. 1948.

DEANE, L.M.; VERNIN, C.S. & DAMASCENO, R.G. Avaliação das preferências alimentares das fêmeas de *Anopheles darlingi* e *Anopheles aquasalis* em Belém, Pará, por meio de provas de precipitina. *Rev. Serv. Esp. Saúde Públ.*, 2:793-808. 1949.

DHIMAN, R.; PAHWA, S.; DASH, A. Climate change and malaria in India: Interplay between temperatures and mosquitoes. *Regional Health Forum*. 12(1): 27 – 31. 2008.

DICKINSON, G.; MURPHY, K. J. *Ecosystems: A functional approach*. London: Routledge. 1998. 190 p.

DURIGAN, J. G.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; OLIVEIRA, D. B. S. Estudo limnológico em tanques de piscicultura. Parte I: Variação nictemeral de fatores físicos, químicos e biológicos. *Acta Limnol. Brasil.*, 4: 211-223. 1992.

ESTEVEVES, F. A. *Fundamentos de Limnologia*. Rio de Janeiro: Interciência. 2.ed. 1998. 602 p.

FARAN, M. E. Mosquito studies (Diptera: Culicidae) XXXIV. A revision of the Albimanus section of the subgenus Nyssorhynchus of Anopheles. *Contributions of the American Entomological Institute*, vol.15 (7): 1–215. 1980.

FEDERICI M.; ULGIATI S.; VERDESCA D.; BASOSI R. Efficiency and sustainability indicators for passenger and commodities transportation systems. *Ecological Indicators*, 3, p. 155-169, 2003.

FARAN, M. E.; LINTHICUM, K. J. A handbook of the Amazonian species of Anopheles (Nyssorhynchus). *Mosquito Systematics*, 13(1): 1-81. 1981.

FILLINGER, U.; SONYE, G.; KILLEEN, G. F.; KNOLS, B. G. J.; BECKER, N. The practical importance of permanent and semipermanent habitats for controlling aquatic stages of *Anopheles gambiae* sensu lato mosquitoes: operational observations from a rural town in western Kenya. *Trop Med Int Health*, 9(12): 1274–1289. december, 2004.

FLEMING G. *Biología y ecología de los vectores de la malaria en las Américas*. Organización Panamericana de la Salud, Oficina Sanitaria Panamericana, OMS, Washington, 1986. 54 p.

FORATTINI, O. P. *Entomologia médica*. São Paulo, Faculdade de Higiene e Saúde Pública. Editora da USP. vol. 1. 1962.

FORATTINI, O. P. *Culicidologia Médica*. Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo, vol. 2, 2002. 860 p.

FORATTINI, O. P.; GOMES, A. C.; SANTOS, J. L. F.; GALATI, E. A. B.; RABELLO, E. X.; NATAL, D. Observações sobre atividade de mosquitos Culicidae, em mata residual no Vale do Ribeira, S. Paulo, Brasil. *Revista de Saúde Pública*, 5(6): 557-586. 1981.

FORATTINI, O. P.; KAKITANI, I.; MASSAD, E.; MARUCCI, D. Studies on mosquitos (Diptera: Culicidae) and anthropic environment. 5- Breeding of *Anopheles albiparvus* in flooded rice fields in South-Eastern Brazil. *Rev. Saúde Pública*, 28: 329-331, 1994.

FORATTINI, O. P.; KAKITANI, I.; MARQUES, G. R. A. M.; BRITO, M. Imature Forms of Anopheline in Artificial Containers. *Rev. Saúde Pública*, 32 (2): 189-91. 1998.

FURLLOW, B. M.; HAYS, K. M. Some influences of aquatic vegetation on the species and number of Culicidae (Diptera) in small pools of water. *Mosquito News*, 32: 595-599. 1972.

GALARDO, A. K. R.; ARRUDA, M.; COUTO, A. A. R. A.; WIRTZ, R.; LOUNIBOS, L. P.; ZIMMERMAN, R. H. Malaria Vector Incrimination in Three Rural Riverine Villages in the Brazilian Amazon. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 76(3): 461–469. 2007.

GALARDO, A. K. R.; ZIMMERMAN, R. H.; LOUNIBOS, L. P.; YOUNG, L. J.; GALARDO, C. D.; ARRUDA, M.; D'ALMEIDA COUTO, A. A. R. Seasonal abundance of anopheline mosquitoes and their association with rainfall and malaria along the Matapí River, Amapá, Brazil. *Medical and Veterinary Entomology*, 23: 335–349. 2009.

GALARDO, A. K. R. *A Importância do Anopheles darlingi Root, 1926 e Anopheles marajoara Galvão e Damasceno, 1942 na transmissão de malária no município de Macapá – AP - Brasil*. Belém-Pará, 2010. 147p. Tese (Doutorado em Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários). Universidade Federal do Pará, 2010.

GELLER, N.; GRACZYK, T. K.; PATZ, J. A.; VITTOR, A. Y. Effects of environmental changes on emerging parasitic diseases. *J. Parasitol.*, 30: 1495-1405. 2000.

GIGLIOLI, G. Biological variations in *Anopheles darlingi* and *Anopheles gambiae*: their effects on practical malaria control in the Neotropical Region. *Bull World Health Organ.* 15: 461-471. 1956.

GIL, L. H. S.; ALVES, F. P.; ZIELER, H.; SALCEDO, J. M. V.; DURLACHER, R. R.; CUNHA, R. P. A.; TADA, M. S.; CAMARGO, L. M. A.; CAMARGO, E. C.; PEREIRA-DA-SILVA, L. H. Seasonal Malaria Transmission and Variation of Anopheline Density in Two Distinct Endemic Areas in Brazilian Amazon. *J. Med. Entomol.* 40(5): 636-41. 2003.

GILLIES, M. T. The duration of the gonotrophic cycle in *Anopheles gambiae* Giles and *Anopheles funestus* Giles in efficiency of hand catching. *East. Afr. Med. J.* 30(4):129-35. 1953.

GIMNIG, J. E.; OMBOK, M.; KAMAU, L.; HAWLEY, W. A. Characteristics of Larval Anopheline (Diptera: Culicidae) Habitats in Western Kenya. *Journal of Medical Entomology*, 38(2): 282-288. 2001.

GIMNIG, J. E.; OMBOK, M.; OTIENO, S.; KAUFMAN, M. G.; VULULE, J. M.; WALKER, E. D. Density-Dependent Development of *Anopheles gambiae* (Diptera: Culicidae) Larvae in Artificial Habitats. *J. Med. Entomol.* Vol.39(1): 162-172. 2002.

GLOWACKA, I.; SOSZKA, G. J.; SOSZKA, H. *Invertebrates associated with Macrophytes. In Selected problems of lake littoral ecology* (E. Pieczynska ed.). Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego, Warszawa, 1976. p. 97-122.

GOMES, S. A. G.; MARQUES, L. K. L.; PY-DANIEL, V.; MERA, P. A. S. Caracterização alimentar do último estágio larval de *Thyrsopelma guianense* (Wise, 1911) (Diptera, Culicomorpha, Simuliidae), em duas cachoeiras da Amazônia Brasileira. *Entomologia y Vectores.* 9(3): 375-421. 2002.

GOMES, A. C.; NATAL, D.; PAULA, M. B. DE; URBINATTI, P. R.; MUCCI, L. F.; BITENCOURT, M. D. Riqueza e abundância de Culicidae (Diptera) em área impactada, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Rev. Saúde Pública*, 41(4): 661-664. 2007.

GORHAM, J. R.; STOJANOVICH, C. J.; SCOTT, H. G. *Clave ilustrada para los mosquitos anofelinos de sudamerica oriental*. U. S. Department of Health, Education, and Welfare. 1967. 64 p.

GRAFFIGAN, V. T.; WILKERSON, R. C.; PECOR, J. E.; STOFFER, J. A. ANDERSON, T. *Systematic Catalog of Culicidae*. 2009. Disponível em: <<http://www.mosquitocatalog.org>>, Acesso em: 01 fev. 2011.

GRIECO, J. P.; REJMÁNKOVÁ, E.; ACHEE, N. L.; KLEIN, C. N.; ANDRE, R.; ROBERTS, D. Habitat suitability for three species of *Anopheles* mosquitoes: Larval growth and survival in reciprocal placement experiments. *J Vector Ecol*, 32 (2):176-187. 2007.

GRILLET, M. E.; MONTAÑEZ, H.; BERTI, J. Estudio Biosistemático y Ecológico sobre *Anopheles aquasalis* y sus implicaciones para el control de La malaria en el estado Sucre, Venezuela. II. Ecología de sus criaderos. *Bol. Dir. Malariol. San. Amb.* 38: 38-46. 1998.

GUIMARÃES, A. E.; GENTILE, C.; LOPES, C. M.; SANT'ANNA, A. Ecologia de mosquitos em áreas do Parque Nacional da Serra da Bocaina. II – Frequência mensal e fatores climáticos*. *Rev Saúde Pública*, 35(4):392-399. 2001.

GUIMARÃES, A. E.; GENTILE, C.; ALENCAR, J.; LOPES, C. M.; MELLO, R. P. Ecology of Anopheline (Diptera, Culicidae), malaria vectors around the Serra da Mesa Reservoir, State of Goiás, Brazil. 1 – Frequency and climatic factors. *Cad. Saúde Pública, Rio de Janeiro*, 20(1): 291-302, jan-fev, 2004.

HALL, T. F. The influence of plants on anopheline breeding. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 21 787-794. 1972.

HARBACH, R. E.; ROBERTS, D. R.; MANGUIN, S. Variation in the hindtarsal markings of *Anopheles darlingi* (Diptera: Culicidae) in Belize. *Mosq. Syst.*, 25: 192-197. 1993.

HARRIS, A. F.; MATIAS-ARNÉZ, A.; HILL, N. Biting time of *Anopheles darlingi* in the Bolivian Amazon and implications for control of malaria. *Trans. of the Royal Society of Trop. Med. and Hyg.* 100(1): 45-47. 2006.

HESS, A. D.; HALL, T. F. The relations of plants to malaria control on impounded waters, with a suggested classification. *J. Nat. Malad. Soc.*, 4: 20-46, 1945.

HOBBS, J. H.; MOLIMA, P. A. The influence of the aquatic fern *Salvini auriculata* on the breeding of *Anopheles albimanus* in coastal Guatemala. *Mosquito News*, 43: 456-457. 1983.

HRIBAR, L. J. Larval rearing temperature effects morphology of *Anopheles albimanus* (Diptera: Culicidae) male genitalia. *J. Am. Mosquito Control Assoc.*, 12: 295 -297, 1996.

HUDSON, J. E. *Anopheles darlingi* Root (Diptera: Culicidae) in the Suriname rain forest. *Bull. Entomol. Res.*, 74:129-42, 1984.

JIANNINO, J. A.; WALTON, W. E. Evaluation of vegetation management strategies for controlling mosquitoes in a southern California constructed wetland. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 20: 18-26. 2004.

- JOLY, A. B. *Botânica: introdução à taxonomia vegetal*. E. Ed., São Paulo, Companhia Editora Nacional, 1976.
- KEIPER, J.B. Biology and immature stages of coexisting Hydroptilidae (Trichoptera) from Northeastern Ohio lakes. *Annals of the Entomological Society of America*, 95: 608–616. 2002.
- KENGLUECHA, A.; SINGHASIVANON, P.; TIENSUWAN, M.; JONES, J. W.; SITHIPRASASNA, R. Water Quality And Breeding Habitats Of Anopheline Mosquito In Northwestern Thailand. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health*, 36(1): January 2005.
- KIM, H. C.; KLEIN T. A.; LEE, W. J.; COLLIER, B. W.; CHONG, S. T.; SAMES, W. J.; LEE, Y.; LEE Y. J.; LEE, D. K. Mosquito species distribution and larval breeding habitats with taxonomic identification of Anopheline mosquitoes in Korea. *Entomological Research*, 37: 29–35. 2007.
- KIM, H-C.; RUEDA, L. M.; WILKERSON, R. C.; FOLEY, D. H.; SAMES, W. J.; CHONG, S-T.; NUNN, P. V.; KLEIN, T. A. Distribution and larval habitats of Anopheles species in northern Gyeonggi Province, Republic of Korea. *Journal of Vector Ecology*, 36 (1): 124-134. 2011.
- KIRK, J. T. O. Light and photosynthesis in aquatic ecosystems. Cambridge University Press, New York. 1994.
- KITRON, U.; SPIELMAN, A. Suppression of transmission of malaria through source reduction: antianopheline measures applied in Israel, the United States, and Italy. *Reviews of Infectious Diseases*, 11: 391-406. 1989.
- KLEIN, T. A.; LIMA, J. B. P.; TADA, M. S.; MILLER, R. Comparative susceptibility of anopheline mosquitoes in Rondônia, Brasil to infection by *Plasmodium vivax*. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 45: 463-470. 1991.
- KNIGHT, R.L.; WALTON, W.E.; O'MEARA, G.F.; REISEN, W.K.; WASS, R. Strategies for effective mosquito control in constructed treatment wetlands. *Ecological Engineering*, 21: 211–232. 2003.
- LAIRD, M. *The natural history of larval mosquito habitats*. London, Academic Press, 1988.
- LANE, J. Notas sobre culicídeos de Matto Grosso. *Revta Mus. Paulista* 20: 173-210. 1936.
- LEENHER, J. A.; SANTOS, U. M. Considerações sobre os processos de sedimentação na água preta ácida do rio Negro (Amazônia Central). *Acta Amazonica*, 10(2): 343-355, 1980.
- LEVINE, D. *The protozoan phylum Apicomplexa*. Boca Raton: CRC, 2. ed. 1988. 357 p.
- LIMONGI, J. E.; CHAVES, K. M.; PAULA, M. B. C.; COSTA, F. C.; SILVA, A. A.; LOPES, I. S.; NETO, A. A. P.; SALES, J. M.; RODRIGUES, F.; RESENDE, M. A. M.; FERREIRA, M. S. Malaria outbreaks in a non-endemic area of Brazil, 2005. *Rev. da Soc. Bras. de Med. Trop.* 41(3): 232-237. 2008.

- LINTHICUM, K. J. A revision of the *Argyritarsis* Section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles* (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 20: 101–271. 1988.
- LIU, X. B.; LIU, Q. Y.; GUO, Y. H.; JIANG, J. Y.; REN, D. S.; ZHOU, G. C.; ZHENG, C. J.; LIU, J. L.; CHEN, Y.; LI, H. S.; LI, H. Z.; LI, Q. Random repeated cross sectional study on breeding site characterization of *Anopheles sinensis* larvae in distinct villages of Yongcheng City, People's Republic of China. *Parasites & Vectors*, 5(58): 1-12. 2012.
- LOPES, J. 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. *Revta bras. Zool.* 14(3): 571 – 578. 1997.
- LOPES J.; LOZOVEI, A. L. 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*. *Rev. Saúde Pública*, 39(3):183-191. 1995.
- LOPES, J.; da Silva, M. A. N.; Borsato, A. M.; de Oliveira, V. D. R. B.; de Oliveira, F. J. A. *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* L. e a culicidofauna associada em area urbana da região Sul, Brasil. *Revta Saúde Públ., São Paulo*, 27(5):326-333. 1993.
- LOPEZ MATTA, D.; GONZÁLEZ, R. Analisis De La Dispersion Y La Abundancia De Los Estados Larvales De *Anopheles Nuneztovari* (Gabaldon) En Estanques Piscicolas Del Municipio De Buenaventura, Colombia. *Bol. Mus. Ent. Univ. Valle.* 2(1,2):73-84, 1994.
- LORENZI, H. *Plantas daninhas do Brasil: aquáticas, parasitas e tóxicas*. Instituto Plantarum, Nova Odessa. 2000.
- LOUNIBOS, L. P.; CONN, J. E. Malaria vector heterogeneity in South America. *Am Entomol*, 46: 238-249. 2000.
- LOURENCIO-DE-OLIVEIRA, R.; GUIMARÃES, A. E. G.; ARLÉ, M.; SILVA, T. F.; CASTRO, M. G.; MOTTA, M. A.; DEANE, L. M. *Anopheles* Species, some of their Habits and Relation to Malaria in Endemics Areas of Rondonia State, Amazon Region of Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v. 84(4): 501-504. 1989.
- LYIMO, E.O.; TAKKEN, W.; KOELLA, J.C. Effect of rearing temperature and larval density on larval survival age at pupation and adult size of *Anopheles gambiae*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 63, 265–271. 1992.
- MAGRIS, M.; RUBIO-PALIS, Y.; VILLEGAS, L.; RUÍZ, B.; FRÍAS, D.; LINES, J.; ARENAS, A.; ESCALONA, M.; MENARE, C. Malaria epidemiological and entomological situation in the Upper Orinoco River, Venezuela prior to intervention with insecticide treated nets. *Am J Trop Med Hyg*, 61: 464. 1999.

- MAGRIS, M.; RUBIO-PALIS, Y.; MENARES, C.; VILLEGAS, L. Vector bionomics and malaria transmission in the Upper Orinoco River, Southern Venezuela. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 102(3): 303-11. 2007.
- MARIE, A. Sélectivité des femelles de moustiques (Culicidae) pour leurs sites d'oviposition: état de la question. *Rev. Can. Biol. Exptl.* v.42 (2): 235-241, 1983.
- MAGURRAN, A. E. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey, EUA, 1988. 179 p.
- MANGUIN, S.; ROBERTS, D. R.; ANDRE, R. G.; REJMANKOVA, E.; HAKRE, S. Characterization of *Anopheles darlingi* (Diptera:Culicidae) larval habitats in Belize, Central America. *J. Med. Entomol.*, 33: 205-211, 1996a.
- MANGUIN, S., ROBERTS, D.R., PEYTON, E.L., REJMANKOVA, E. & PECOR, J. Characterization of *Anopheles pseudopunctipennis* larval habitats. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 12: 619–626. 1996b.
- MANGUIN, S.; GARROS, C.; DUSFOUR, I.; HARBA, C. H. R. E.; COOSEMANS, M. Bionomics, taxonomy, and distribution of the major malaria vector taxa of *Anopheles* subgenus *Cellia* in Southeast Asia: An updated review. *Infection, Genetics and Evolution*, 8: 489–503. 2008.
- MARTEN, G. G.; SUAREZ, M. F.; ASTAEZA, R. An ecological survey of *Anopheles albimanus* larval habitats in Colombia. *Journal of Vector Ecology*, 21: 122–131. 1996.
- MARTENS, P.; HALL, L. Malaria on the move: Human movement and malaria transmission. *Emerging Infections Diseases*, 6 (2): 103-109, 2000.
- MASTRANTUONO, L. Community structure of the zoobentos associated with submerged macrophytes in a eutrophic Lake Nemi (Central Italy). *Boll. Zool.* 53: 41-47. 1986.
- MATTINGLY, P. F. *The biology of mosquito-borne disease*. New York, American Elsevier Publ., 1969.
- MCCRAE, A. W. R. Oviposition by African malaria vector mosquitoes. II. Effects of site tone, water type and conspecific immatures on target selection by freshwater *Anopheles gambiae* Giles, sensu lato. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 78: 307- 318. 1984.
- MCCUNE, B; MEFFORD, M. J. *PC-ORD – multivariate analysis of ecological data*, v. 4.0. MjM Software Design, Gleneden Beach. 1999.
- McCUTCHAN, T. F. Is a monkey malaria from Borneo an emerging human disease? *Future Microbiology*, 3(2): 115-118, 2008.
- MEDANA, I. M.; TURNER, G. D. H. Human cerebral malaria and the blood–brain barrier. *Int. J. Parasitol.*, 36: 555–568. 2006.

- MERRIT, R. W.; DADD, R. H.; WALKER, E. D. Feeding behavior, natural food, and nutritional relationships of larval mosquitoes. *Ann. Rev. Ent.* 37: 349-376. 1992.
- MERRITT, R.W.; CUMMINS, K.W. *An introduction to the Aquatic Insects of North America*. Kendall/Hunt publishing Co., Dubuque, Iowa. 1984.
- MILLER, L. H.; BARUCH, D. I.; MARSH, K.; DOUMBO, O. K. The pathogenic basis of malaria. *Nature*, 415: 673-679. 2002.
- MINAKAWA, N.; MUTERO, C. M.; GITHURE, J. I.; BEIER, J. C.; YAN, G. Spatial distribution and habitat characterisation of anopheline mosquito larvae in western Kenya. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 61(6):1010–1016. 1999.
- MINAKAWA, N.; SONYE, G.; MOGI, M.; YAN, G. Habitat characteristics of *Anopheles gambiae* s.s. larvae in a Kenyan highland. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 301–305. 2004.
- MOFFETT, A.; SHACKELFORD, N.; SARKAR, S. Malaria in Africa: Vector Species' Niche Models and Relative Risk Maps. *PLoS ONE*, 2(9): e824. 2007.
- MOLINEAUX, L. Malaria and mortality: some epidemiological considerations. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, 91: 811-25. 1997.
- MORENO, J.; RUBIO-PALIS, Y.; ACEVEDO, P. Identificación de criaderos de anofelinos en un área endémica a malaria del estado Bolívar, Venezuela. *Bol. Dir. Malariol. San. Amb.* 40: 21-30. 2000.
- MORENO, J. E.; RUBIO-PALIS, Y.; PÁEZ, E.; PÉREZ, E.; SÁNCHEZ, V. Abundance, biting behaviour and parous rate of anopheline mosquito species in relation to malaria incidence in goldmining areas of southern Venezuela. *Med. Vet. Entomol.*, 21(4): 339-349. 2007.
- MUCCI, L. F.; GOMES, A. C. *Ecologia de Anopheles darlingi Root (1926) no reservatório de Porto Primavera, Estado de São Paulo e Mato Grosso do Sul*. 139 f. Tese (Doutorado em Saúde Pública), Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo. São Paulo. 2008.
- MULLA, M. S.; DARWAZEH, H. A.; DAVIDSON, E. W.; DULMAGE, H. T. Efficacy and persistence of the microbial agent *Bacillus sphaericus* for the control of mosquito larvae in organically enriched habitats. *Mosq News*, 44: 166-173, 1984.
- MUTERO, C. M.; NGA'ANG'A, P. N.; WEKOYELA, P.; GITHURE, J.; KONRADSEN, F. Ammonium sulphate fertilizer increases larval populations of *Anopheles arabiensis* and culicine mosquitoes in rice fields. *Acta Trop.*, 89: 187-192. 2004.
- MWANGANGIA, J. M.; MUTURI, J.; MBOGO, C. M. Seasonal mosquito larval abundance and composition in Kibwezi, lower eastern Kenya. *J. Vector Borne Dis.*, 46: 65–71. March, 2009.

NAGM, L.; LUITGARDS-MOURA, J.F.; NEUCAMP, C.S.; MONTEIRO-DE-BARROS, F.S.; HONÓRIO, N.A.; TSOURIS, P. & ROSA-FREITAS, M.G. - Affinity and diversity indices for anopheline immature forms. *Rev. Inst. Med. trop. S. Paulo*, 49(5): 309-316, 2007.

NATAL, D. Composição da população adulta de *Culex (Culex) quinquefasciatus* Say, 1823 em ecótopos próximos à Represa Edgard de Souza, no município de Santana do Parnaíba, Estado de São Paulo, Brasil. *Rer. Bras. Ent.*, 35(3): 539-543. 1991.

NATAL, D.; BARATA, J. M. S.; TAIPE-LAGOS, C. B.; ROCHA, R. M. Nota sobre culicídeos (Diptera: Culicidae) da bacia do rio Purus, Acre, Amazônia (Brasil). *Revista de Saúde Pública*. 26: 129-131, 1992.

NGOUNGOU, E. B.; PREUX, P. M. Cerebral malaria and epilepsy. *Epilepsia*, 49: 19-24. 2008.

OKOGUN, G. R. A.; BETHRAN, E. B.; ANTHONY, N.; OKERE JUDE C.; ANEGBE, C. Epidemiological Implications of Preferences of Breeding Sites of Mosquito species in Midwestern Nigeria. *Ann. Agric. Environ. Med.*10: 217-222. 2003.

OLANO, V. A.; BROCHERO, H. L.; SÀENZ, R.; QUIÑONES, M. L.; MOLINA, J. A. Mapas Preliminares de la Distribucion de Especies de Anopheles Vectores de Malaria en Colombia. *Inf. Quinc. Epidemiol. Nac.*, 5: 339-346. 2001.

OLIVEIRA-FERREIRA, J.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; TEVA, A.; DEANE, L. M.; DANIEL-RIBEIRO, C. T. Natural malaria infections in anophelines in Rondonia State, Brazilian Amazon. *Am J Trop Med Hyg*, 43: 6-10. 1990.

OO, T.T.; STORCH, V.; BECKER, N. Studies on the bionomics of *Anopheles dirus* (Culicidae: Diptera) in Mudon, Mon State, Myanmar. *J. Vector Ecol.* 27: 44-54. 2002.

ORR, B.K.; RESH, V.H. Experimental test of the influence of aquatic macrophyte cover on the survival of *Anopheles* larvae. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 5: 579-585. 1989.

ORR, B. K.; RESH, V. H. Influence of *Myriophyllum aquaticum* cover on *Anopheles* mosquito abundance, oviposition, and larval microhabitat. *Oecologia*, 90: 474-482. 1992.

OSORIO-QUINTERO, L.; DUTARY-THATCHER, B.; TADEI, W. P. Biologia de Anofelinos Amazônicos. XXI. Ocorrência de espécies de *Anopheles* e outros culicídeos na área de influência da hidrelétrica de Balbina – cinco anos após o enchimento do reservatório. *Acta Amazônica*, 26(4): 281-296. 1996.

OVERGAARD, H. J.; TSUDA, Y.; SUWONKERD, W.; TAKAGI, M. Characteristics of *Anopheles minimus* (Diptera: Culicidae) larval habitats in northern Thailand. *Environ Entomol.*, 31(1): 134-41. 2002.

OYEWOLE, I. O.; MOMOH, O. O.; ANYASOR, G. N.; OGUNNOWO, A. A.; IBIDAPO, C. A.; ODUOLA, O. A.; OBANSA, J. B.; AWOLOLA, T. S. Physico-chemical characteristics of *Anopheles*

breeding sites: Impact on fecundity and progeny development. *African Journal of Environmental Science and Technology*, 3(12), 447-452, December, 2009.

PAAIJMANS, K. P.; TAKKEN, W.; GITHEKO, A. K.; JACOBS, A. F. G. The effect of water turbidity on the near-surface water temperature of larval habitats of the malaria mosquito *Anopheles gambiae*. *Int J Biometeorol*, 52:747-753. 2008.

PAHO/WHO. *Report on the Situation of Malaria in the Americas*, 2008. Pan American Health Organization/World Health Organization. Disponível em: <http://new.paho.org/hq/index.php?option=com_content&task=view&id=2459&Itemid=2000> Acesso em: 24 fev 2011.

PAL, R On the bionomics of *Anopheles culicifacies* Giles, Pt II: the ecology of the immature stages. *J. Malaria Insti. India*, 6: 53-74. 1945.

PEIRÓ, D.F.; ALVES, R. G. Insetos aquáticos associados a macrófitas da região litoral da Represa do Ribeirão das Anhumas (Município de Américo Brasiliense, São Paulo, Brasil). *Biota Neotropica*, 6 (2): 2 – 9. 2006.

PETERSON, A. T. Shifting suitability for malaria vectors across Africa with warming climates. **BMC Infectious Diseases**, 9: 59. 2009.

PFAEHLER, O.; OULO, D.O.; GOUAGNA, L.C.; GITHURE, J.; GUERIN, P.M. Influence of soil quality in the larval habitat on development of *Anopheles gambiae* Giles. *Journal of Vector Ecology*, 31(2): 400-405. 2006.

PIYARATNE, M. K.; AMERASINGHEA, F. P.; AMERASINGHEA, P. H.; KONRADSEN, F. Physico-chemical characteristics of *Anopheles culicifacies* and *Anopheles varuna* breeding water in a dry zone stream in Sri Lanka. *J. Vector Borne Dis.*, 42: 61-67. 2005.

POTT, V. J.; POTT, A. *Plantas Aquáticas do Pantanal*. Brasília: EMBRAPA. 2000. 404 p.

PÓVOA, M. M.; SOUZA, R. T. L.; LACERDA, R. N. L.; ROSA, E. S.; GALIZA, D.; SOUZA, J. R.; WIRTZ, R. A.; SCHLICHTING, C. D.; CONN, J. E. The importance of *Anopheles albitarsis* E and *An. darlingi* in human malaria transmission in Boa Vista, state of Roraima, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, 101(2): 163-168, March. 2006.

PÓVOA, M. M.; SOUZA, R. T. L.; LACERDA, R. N. L.; SANTA ROSA, E.; GALIZA, D.; SOUZA, J. R.; WIRTZ, R. A.; SCHLICHTING, C. D.; CONN, J. E. The importance of *Anopheles albitarsis* and *Anopheles darlingi* in human malariatransmission in Boa Vista, state Roraima, Brazil. *Mem Instituto Oswaldo Cruz*, 101: 163-168, 2006.

PÓVOA, M. M.; SUCUPIRA, I. M. C.; RACHIDVIANA, G. M.; LACERDA, R. N. L.; DE SOUZA, R. T. L.; SANTA ROSA, E. P.; PRIMO, D. G.; ARAÚJO, J. E. A.; NASCIMENTO, J. M. S.; PERES, J. M. V.; DO CARMO, E. L. Risco de transmissão de malária humana em área de implantação de

projeto de prospecção mineral, município de juruti, Estado do Pará. *Revista de patologia tropical*. 38 (2): 93-102. Abr.-jun. 2009.

PRINCIC, A.; MAHNE, I.; MEGUSAR, F.; PAUL, E. A.; TIEDJE, J. M. Effects of pH and oxygen and ammonium concentrations on the community structure of nitrifying bacteria from wastewater. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 64, n.10, p. 3584-3590, 1998.

RACHOU, R. G. Anofelinos do Brasil: comportamento das espécies vetoras de malária. *Rer. Bras. Mal.*, 19: 145-181. 1958.

REBELO, J. M. M.; SILVA, A. R.; FERREIRA, L. A.; VIEIRA, J. A. Anopheles (Culicidae, Anophelinae) e a malária em Buriticupu - Santa Luzia, Pré-Amazônia maranhense. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 30(2):107-111, 1997.

REBELO, J. M.; MORAES, J. L.; ALVES, G. A.; LEONARDO, F. S.; ROCHA, R. V.; MENDES, W. A.; COSTA, E.; CÂMARA, L. E.; SILVA, M. J.; PEREIRA, Y. N.; MENDONÇA, J. A. Distribution of species from genus *Anopheles* (Diptera, Culicidae) in the State of Maranhão, Brazil. *Cadernos de Saúde Pública*, 23(12): 2959-2971, 2007.

REJMANKOVA, E.H., SAVAGE, M., REJMANEK, M., ARREDONDO- JIMENEZ, J.I. & ROBERTS, D.R. Multivariate analysis of relationships between habitats, environmental factors and occurrence of anopheline mosquito larvae *Anopheles albimanus* and *An. pseudopunctipennis* in southern Chiapas, Mexico. *Journal of Applied Ecology*, 28(3), 827-841. 1991.

REJMANKOVA, E.; SAVAGE, H.M.; RODRIGUEZ, M.H.; ROBERTS, D.R.; REJMANEK, M. Aquatic vegetation as a basis or classification of *Anopheles albimanus* Weidemann (Diptera: Culicidae) larval habitats. *Environmental Entomology*, 21: 598-603. 1992.

REJMANKOVA, E.; ROBERTS, D. R.; HARBACH, R. E.; PECOR, J.; PEYTON, E. L.; MANGUIN, S.; KRIEG, R.; POLANCO, LEGTERS, J. Environmental and Regional Determinants of *Anopheles* (Diptera: Culicidae) Larval Distribution in Belize, Central America. *Environ. Entomol.*, 22(5): 978-992. 1993.

REJMANKOVA, E.H.; SAVAGE, M.; ROBERTS, D.R.; MANGUIN, S.; POPE, K.O.; KOMAREK, J.; et al. *Anopheles albimanus* (Diptera: Culicidae) and cyanobacteria: an example of larval habitat selection. *Environmental Entomology*, 25: 1058-1087. 1996.

REJMANKOVA, E.; RUBIO-PALIS, Y.; VILLEGAS, L. Larval habitats of anopheline mosquitoes in the Upper Orinoco, Venezuela. *J. Vector Ecol.*, 24:130-137. 1999.

REJMÁNKOVÁ, E, HARBIN-IRELAND, A, LEGE, M. Bacterial abundance in larval habitats of four species of *Anopheles* (Diptera: Culicidae) in Belize, Central America. *J Vector Ecol*, 25: 229-239. 2000.

REJMÁNKOVÁ E.; HIGASHI R.; GRIECO, J.; ACHEE, N.; ROBERTS, D. Volatile substances from larval habitats mediate species-specific oviposition in *Anopheles* mosquitoes. *J. Med. Entomol.*, 42: 95-103. 2005.

REY, L. *Parasitologia*. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan S. A. Brasil, 2001.

REZENDE, H. R.; SOARES, R. M.; CERUTTI, JR. C.; ALVES, I. C.; NATAL, D.; URBINATTI, P. R.; YAMASAKI, T.; FALQUETO, A.; MALAFRONTTE, R. S. Entomological Characterization and Natural Infection of Anophelines in an Area of the Atlantic Forest with Autochthonous Malaria Cases in Mountainous Region of Espírito Santo State, Brazil. *Neotropical Entomology*, 38(2): 272-280. 2009.

ROBERT, V.; AWONO-AMBENE, H.P.; THIOULOUSE, J. Ecology of larval mosquitoes, with special reference to *Anopheles arabiensis* (Diptera: Culicidae) in marketgarden wells in urban Dakar, Senegal. *J. Med. Entomol.* 35: 948-955. 1998.

RODRIGUES, W.C. DivEs - *Diversidade de espécies*. Versão 2.0. Software e Guia do Usuário. 2005. Disponível em: <<http://www.ebras.bio.br/dives>> Acesso em: 01 abril 2012.

RODRIGUES, I. B.; TADEI, W. P.; SANTOS, R. L. C.; SANTOS, S.; BAGGIO, J. B. Controle da Malária: Eficácia de formulados de *Bacillus sphaericus* 2362 contra larvas de espécies de *Anopheles* em criadouros artificiais – tanques de piscicultura e criadouros de olaria. *Revista de Patologia Tropical*, 37(2): 161-176. 2008.

RODRIGUEZ, A. D, RODRIGUEZ, M. H.; MEZA, R. A. ; HERNANDEZ, J. E.; REJMANKOVA, E.; SAVAGE, H.M.; ROBERTS, D. R.; POPE, K. O.; LEGTERS, L. Dynamics of population densities and vegetation associations of *Anopheles albimanus* larvae in a coastal area of southern Chiapas, México. *J. Am. Mosq. Contrl. Assc.*, 9(1): 46-57. 1993.

ROJAS, E.; BROWN, E.; ROSAS, C.; SCORZA, J. V. Population of larval of *Anopheles* spp. In natural breeding sites in Western Venezuela, an area of refractory malaria*. *Rev. Saúde Públ. São Paulo*, 26(5): 336-342. 1992.

ROSA-FREITAS, M. G.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; DE CARVALHO-PINTO, C. J.; FLORES-MENDOZA, C.; FERNANDES SILVA-DO-NASCIMENTO, T. Anopheline species complexes in Brazil. Current knowledge of those related to malaria transmission. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 93: 651-655. 1998.

ROSINE, W.N. The distribution of invertebrates on submerged aquatic plant surfaces in Muskee Lake, Colorado. *Ecology*, 36: 308-314. 1955.

ROZENDAAL, J. A. *Epidemiology and control of malaria in Suriname*. Edit. ICG Printing B.V. Dordrecht. 1990. 172 p.

ROZENDAAL, J. A. Observations on the biology and behaviour of Anophelines in the Suriname rainforest with special reference to *Anopheles darlingi* Root. *Cahiers - ORSTOM. Entomologie Médicale et Parasitologie*, 25(1): 33-43. 1987.

RUBIO-PALIS Y.; MENARE, C.; QUINTO, A.; MAGRIS, M.; AMARISTA, M. Caracterización de criaderos de anofelinos (Diptera: Culicidae) vectores de malaria del Alto Orinoco, Amazonas, Venezuela. *Entomotropica*, 20(1): 29-38. Abril 2005.

RUEDA, L. M.; BROWN, T. L.; CHUL-KIM, H.; CHONG, S-T.; KLEIN, T. A.; FOLEY, D. H.; ANYAMBA, A.; SMITH, M.; PAK, E. P. WILKERSON, R. C. Species composition, larval habitats, seasonal occurrence and distribution of potential malaria vectors and associated species of anopheles (Diptera: Culicidae) from the Republic of Korea. *Malaria Journal*, 9(55): 1-11. 2010.

RUSSELL, P. F.; RAO, T. R. On the relation of mechanical obstruction and shade to ovipositing of *Anopheles culicifacies*. *J. Exp. Zool.*, 91: 303-29. 1942.

SANTOS, J. M. M.; CONTEL, E. P. B.; KERR, W. E. Biología de anofelinos Amazônicos I-Ciclo biológico, postura e estádios larvais de *Anopheles darlingi* Root, 1926 (Diptera:Culicidae) da Rodovia Manaus/Boa Vista. *Acta Amazônica*, 11(4): 789-797. 1981.

SANTOS, V. R.; YOKOO, E. M.; SOUZA-SANTOS, R.; ATANAKA-SANTOS, M. Socioenvironmental Factors Associated with the Spatial Distribution of Malaria in the Vale do Amanhecer Settlement, Municipality of Juruena, State of Mato Grosso, 2005. *Rev. da Soc. Bras. De Med. Trop.*, 42(1): 47-53. 2009.

SATTLER, M. A.; MTASIWA, D.; KIAMA, M.; PREMJI, Z.; TANNER, M.; KILLEEN, G. F.; LENGELER, C. Habitat characterization and spatial distribution of *Anopheles* sp. mosquito larvae in Dar es Salaam (Tanzania) during an extended dry period. *Malaria Journal*, 4(4): 1-15. 2005.

SAVAGE, H.; REJMÁNKOVÁ, E.; ARREDONDO-JIMENEZ J.; ROBERTS, D; RODRIGUEZ, M. Limnological and botanical characterization of larval habitats for two malarial vectors, *Anopheles albimanus* and *Anopheles pseudopunctipennis*, in coastal areas of Chiapas State, Mexico. *J. Amer. Mosq. Control Assoc.*, 6: 612-620. 1990.

SAVAGE, H. M.; E, REJMANKOVA, J.; ARREDONDO-JIMENEZ, I.; ROBERTS, D. R.; RODRIGUEZ, M. H. Limnological and botanical characterization of larval habitats for two primary malarial vectors, *Anopheles albimanus* and *Anopheles pseudopunctipennis*. In coastal areas of Chiapas state, Mexico. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 6 (4): 612-620. 1990.

SCARPASSA, V. M. & TADEI, W. P. Biología de Anofelinos Amazônicos. XIII. Estudo do ciclo biológico de *Anopheles nuneztovari* (Diptera: Culicidae). *Acta Amazonica*, 20(único): 95-117. 1990.

SCHOELER, G. B.; FLORES-MENDOZA, C.; FERNÁNDEZ, R.; DAVILA, J. R.; ZYZAK, M. Geographical Distribution of *Anopheles darlingi* in the Amazon Basin Region of Peru. *Journal Am. Mos. Con. Assoc.*, 19(4): 286-296. 2003.

SCORZA, J. V., AÑEZ, N.; SEGNINI, S.; LOPEZ, V.; RAMIREZ, P. Relaciones entre el epiplankton de dos criaderos de *Anopheles nuneztovari* y la ingesta de sus larvas. *Bol. Dir. Mal. San. Amb.*, 17(3): 234-240. 1977.

- SENIOR-WHITE, R. Algae and the food of anopheline larvae. *Indian J Med Res*, 15:969–990. 1928.
- SERVICE, M. W. Mosquito ecology: Field sampling methods. London: *Applied Science Publishers*. 2 ed. 1993. 988p.
- SHANNON, R. C. The environment and behavior of some brazilian mosquitos. *Proc. Entomol. Soc. Wash.*, 33: 1-27, 1931.
- SHILILU, J.; GHEBREMESKEL, T.; SEULU, F.; MENGISTU, S.; FEKADU, H.; ZEROM, M.; GHEBREGZIABIHER A.; SINTASATH, D.; BRETAS, G.; MBOGO, C.; GITHURE, J.; BRANTLY, E.; NOVAK, R.; BEIER, J. C. Larval Habitat Diversity and Ecology of Anopheline Larvae in Eritrea. *J. Med. Entomol.* 40(6): 921-929. 2003.
- SIH, A. Antipredatory responses and the perception of danger by mosquito larvae. *Ecology*, 67: 434–441. 1986.
- SILVA, A. M. Imaturos De Mosquitos (Diptera, Culicidae) De Áreas Urbana E Rural No Norte Do Estado Do Paraná, Brasil. *Iheringia, Sér. Zool., Porto Alegre*, 92(4):31-36, 30 de dezembro 2002.
- SILVA, A. N. M.; FRAIHA-NETO, H.; SANTOS, C. C. B.; SEGURA, M. N. O.; AMARAL, J. C. O. F.; GORAYEB, I. S.; LACERDA, R. N.; SUCUPIRA, I. M.; PIMENTEL, L. N.; CONN, J. E.; POVOA, M. P. Fauna anofélica da cidade de Belém, Pará, Brasil: dados atuais e retrospectivos. *Cadernos de Saúde Pública*, 22 (8): 1575-1585, 2006.
- SILVA, J. S.; ACEL, A. M.; GUIMARÃES, A. É.; ALENCAR, J. Encontro de larvas de Anopheles (Nyssorhynchus) argyritarsis em criadouros artificiais no Estado de Mato Grosso. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 41(3):313-314, mai-jun, 2008.
- SILVA-VASCONCELOS, A.; KATO, M. Y.; MOURAO, E. N.; DE SOUZA, R. T.; LACERDA, R. N.; SIBAJEV, A.; TSOURIS, P.; PÓVOA, M. M.; MOMEN, H.; ROSA-FREITAS, M. G. Biting indices, host-seeking activity and natural infection rates of anopheline species in Boa Vista, Roraima, Brazil from 1996 to 1998. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 97: 151-161. 2002.
- SILVEIRA, A. C.; REZENDE, D. F. *Avaliação da estratégia global de controle integrado da malária no Brasil Brasília*. Brasília: Organização Pan-Americana da Saúde. il., 2001. 120 p.
- SIOLI, H. Valores de pH de águas da Amazônia. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*, 1: p. 1-18. Belém/PA, 1956.
- SIOLI, H. Hydrochemistry and geology in the Brazilian Amazon region. *Amazoniana*, 1: 267-277, 1968.
- SNOW, K. Malaria and mosquitoes in Britain: effect of global climate change. *Journal of the European Mosquito Control Association*, *European Mosquito Bulletin*, 4: p- 17 – 25. 1999. Acesso em 17 de

Maio de 2012 (<http://www.mendeley.com/research/malaria-and-mosquitoes-in-britain-the-effect-of-global-climate-change/#>)

SONODA, K. C. Chironomidae (Diptera) da fitofauna de Cabomba piauhyensis. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos. 1999.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. *Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II*. Nova Odessa: Instituto Plantarum. 2005.

SOUZA-SANTOS R. Seasonal Distribution of malaria vectors in Machadinho d'Oeste, Rondonia State, Amazon Region, Brazil. *Cad. Sau. Public.*, 18(6): 1813-1818. 2002.

STATSOFT.INC. *Statistica – Data analysis software system*. Version 8.0. Disponível em: <http://www.statsoft.com>

STODOLA, J. *Encyclopedia of water plants*. Tfh Publications, Neptune City (Usa). 1967.

TADEI, W. P. Biologia de Anofelinos Amazônicos. XVIII. Considerações sobre as espécies de Anopheles (Diptera, Culicidae), Transmissão e Controle da malária na Amazônia. *Revista da Universidade do Amazonas*, Manaus, 2(1-2): 1-34, 1993.

TADEI, W. P. Controle da malária e dinâmica de vetores na Amazônia. In: 7^a Reunião especial da SBPC. Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência, 2001. p. 1-6. CD-ROM.

TADEI, W. P.; THATCHER, B. D.; SANTOS, J. M.; SCARPASSA, V. M.; RODRIGUES, I. B.; RAFAEL, M. S. Ecologic observations on anopheline vectors of malaria in the Brazilian Amazon. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 59(2): 325-335, 1998.

TADEI, W. P.; MASCARENHAS, B. M.; PODESTÁ, M. G. Biologia de anofelinos amazônicos. VIII. Conhecimentos sobre a distribuição de espécies de Anopheles na região de Tucuruí-Marabá (Pará). *Acta Amazônica*, 13(1): 103-140. 1983.

TADEI, W. P.; SANTOS, J. M. M.; COSTA, W. L. S.; SCARPASSA, V. M. Biologia de anofelinos amazônicos. XII. Ocorrência de espécies de Anopheles, dinâmica de transmissão e controle da malária na zona urbana de Ariquemes (Rondônia). *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, 30(3): 221-251. 1988.

TADEI, W. P.; SANTOS, J. M. M.; SCARPASSA, V. M.; RODRIGUES, I. B. Incidência, Distribuição e Aspectos Ecológicos de Espécies de Anopheles (Diptera: Culicidae), em Regiões Naturais e Sob Impacto Ambiental da Amazônia Brasileira. IN. FERREIRA, E. J. G.; SANTOS, G. M.; LEÃO, E. L. M.; OLIVEIRA, L. A. (Eds.) Bases Científicas para Estratégias de Preservação e Desenvolvimento da Amazônia. Vol. 2, 167-196. 1993.

TADEI, W. P.; THATCHER, B. D.; SANTOS, J. M.; SCARPASSA, V. M.; RODRIGUES, I. B.; RAFAEL, M. S. Ecologic observations on anopheline vectors of malaria in the Brazilian Amazon. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 59:325-335, 1998.

TADEI, W. P.; DUTARY-THATCHER, B. Malaria vectors in the Brazilian amazon: *Anopheles* of the subgenus *Nyssorhynchus*. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 42: 87-94, 2000.

TADEI, W. P.; RODRIGUES, I. B. O Controle Biológico para Anofelinos na Amazônia. *Anais. In: 19º Congresso Brasileiro de Entomologia*, 2002. p. 1-6. CD- ROM

TADEI, W. P.; RODRIGUES, I. B.; TERRAZAS, W.; LIMA, C. P.; SANTOS, J. M. M.; RAFAEL, M. S.; BAGGIO, J. B.; LAGO NETO, J. C.; GONÇALVES, M. J. F.; FIGUEIREDO, P. 3º Curso Implementação do Controle Biológico de Mosquitos usando Bioinseticida Bacteriano. Simpósio Satélite - Mosquitos Vetores de Doenças Tropicais e Controle Biológico. *Proceedings*. vol. 1. p. 50-60, 2003.

TADEI, W. P.; PASSOS, R. A.; RODRIGUES, I. B.; SANTOS, J. M. M.; RAFAEL, M. S. Indicadores entomológicos e o risco de transmissão de malária na área de abrangência do projeto PIATAM. *In: CAVALCANTE, K. V.; RIVAS, A. A. F.; FREITAS, C. E. C. (Org.). Indicadores Socioambientais e Atributos de Referência para o trecho Urucu-Coari-Manaus, Rio Solimões, Amazônia*, 2007. 160 p.

TADEI, W. P.; SANTOS, J. M. M.; RODRIGUES, I. B.; RAFAEL, M. S. Malária e Dengue na Amazônia: vetores e estratégias de controle. *Pesquisa Científica e Tecnologia em Saúde*. Ministério da Ciência e Tecnologia. Brasília. Cap. MCT-INPA. p.112-125. 2010.

TIMMERMANN, S. E.; BRIEGEL, H.. Larval growth and biosynthesis of reserves in mosquitoes. *J. Insect Physiol.*, 45: -470. 1999.

TORRES-ESTRADA, J. L.; MEZA-ALVAREZ, R. A.; CRUZ-LOPEZ, L.; RODRIGUEZ, M. H.; ARREDONDO-JIMENEZ, J. I. Attraction of gravid *Anopheles pseudopunctipennis* females to oviposition substrates by *spirogyra majuscula* (Zygnematales: Zygnmataceae) algae under laboratory conditions. *J Am Mosq Control Assoc*, 23:18-23. 2007.

TRAINOR, F. R. *Em Algae as Ecological Indicators*; Shubert, L. E., ed.; Academic Press: UK, 1983, p. 3.

TUNO, N.; GITHEKO, A. K.; NAKAYAMA, T.; MINAKAWA, N.; TAKAGI, M.; YAN, G . The association between the phytoplankton, *Rhopalosolen* species (Chlorophyta; Chlorophyceae), and *Anopheles gambiae* sensu lato (Diptera: Culicidae) larval abundance in western Kenya. *Ecol Res*, 21:476-482. 2006.

TURELL, J. M.; SARDELIS, M. R.; JONES, J. W.; WATTS, D. M.; FERNANDEZ, R.; CARBAJAL, F.; PECOR, J. E.; KLEIN, T. A. Seasonal Distribution, Biology, and Human Attraction Patterns of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in a Rural Village and Adjacent Forested Site Near Iquitos, Peru. *J. Med. Entomol.*, 45(6): 1165-1172. 2008.

UNTI, O. O pH dos solos e dos focos de *Anopheles* e a epidemiologia da malária no Brasil. *Arquivos de Higiene e Saúde Pública*, 7: 123-158, 1942.

VAN DONK, E.; GRIMM, M. P.; GULATI, R. D.; KLEIN BRETELER, J. P. G. Whole-lake food-web manipulation as a means to study community interactions in a small ecosystem. *Hydrobiologia*, 200-201(1): 275–289. 1990.

VIEIRA, M. R. Os principais parâmetros monitorados pelas sondas multiparâmetros são: pH, condutividade, temperatura, turbidez, clorofila ou cianobactérias e oxigênio dissolvido. Disponível em: <http://www.agsolve.com.br/news_upload/file/Parametros%20da%20Qualidade%20da%20Agua.pdf> Acesso em: 14 fev. 2011.

VITTOR, A. Y.; PAN, W.; GILMAN, R. H.; TIELSCH, J.; GLASS, G.; SHIELDS, T.; SÁNCHEZ-LOZANO, W.; PINEDO, V. V.; SALAS-COBOS, E.; FLORES, S.; PATZ, J. A. Linking Deforestation to Malaria in the Amazon: Characterization of the Breeding Habitat of the Principal Malaria Vector, *Anopheles darlingi*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 81(1): 5–12. 2009.

WALKER, E.D.; MERRITT, R. W. Bacterial enrichment in the surface micro layer of an *Anopheles quadrimaculatus* (Diptera: Culicidae) larval habitat. *J. Med. Entomol.* 30: 1050-1052. 1993.

WARD, J.V. *Aquatic Insect Ecology*. Wiley & Sons. Inc., New York. 1992.

WASHBURN, J. O. Regulatory factors affecting larval mosquito populations in container and pool habitats: implications for biological control. *J. Am. Mosq. Contr. Assoc.* 11: 279-283. 1995.

WHO - World Health Organization. *World Malaria Report 2008*. WHO Library Cataloguing-in-Publication Data. pag: VII; 9-15; 45-47; 154. 2008.

WHO - World Health Organization. *Malaria Media Center*. 2009. Disponível em: <<http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs094/en/index.html>> Acesso em: 01 fev. 2011.

WILKERSON, R. C.; SALLUM, M. A. M. *Anopheles (Anopheles) forattinii*; a new species in series *Arribalzagia* (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.*, 36: 345-354. 1999.

XAVIER, M. M. S. P.; REBÊLO, J. M. M. Species of *Anopheles* (Culicidae, Anophelinae) in a malaria-endemic area, Maranhao, Brazil. *Rev. Saude Publica*, 33(6): 535-41. 1999.

ZACK, R. S.; FOOTE, B. A. Utilization of algal monocultures by larvae of *Scatella stagnalis*. *Environmental Entomology*, 7: 509–511. 1978.

ZAPATA, M. A.; CIENFUEGOS, A. V.; QUIRÓS, O. I.; QUIÑONES, M. L.; LUCKHART, S.; CORREA, M. M. Discrimination of Seven *Anopheles* Species from San Pedro de Uraba, Antioquia, Colombia, by Polymerase Chain Reaction–Restriction Fragment Length Polymorphism Analysis of Its Sequences. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 77(1), 67–72. 2007.

ZULUETA, J. de. Comparative oviposition experiments with caged mosquitoes. *Amer. J. Hyg.*, 52: 133-142. 1950.