

**Universidade Federal de Minas Gerais
Instituto de Ciências Biológicas
Departamento de Parasitologia**

**Estudo do comportamento de “oviposição em saltos”
por fêmeas de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) em
diferentes densidades de criadouros e a influência da
armadilha MosquiTRAP[®] na redução de ovos e
criadouros positivos.**

FILIPPE VIEIRA SANTOS DE ABREU

Belo Horizonte

Abril de 2010

FILIPPE VIEIRA SANTOS DE ABREU

**Estudo do comportamento de “oviposição em saltos”
por fêmeas de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) em
diferentes densidades de criadouros e a influência da
armadilha MosquiTRAP[®] na redução de ovos e
criadouros positivos.**

Dissertação apresentada ao
programa de Pós-Graduação em
Parasitologia do Instituto de
Ciências Biológicas da
Universidade Federal de Minas
Gerais, como requisito parcial à
obtenção do título de Mestre em
Parasitologia.

Área de Concentração: Entomologia
Orientador: Dr. Álvaro Eduardo Eiras

Universidade Federal de Minas Gerais
Instituto de Ciências Biológicas
Belo Horizonte, MG
2010

**Trabalho desenvolvido no
Laboratório de Ecologia
Química de Insetos Vetores
do Departamento de
Parasitologia, Instituto de
Ciências Biológicas,
Universidade Federal de
Minas Gerais e com apoio
financeiro do Conselho
Nacional de Pesquisas (CNPq)**

**Dedico este trabalho à minha mãe, meu pai, à Sofia
e aos meus alunos, que me motivam a continuar,
sempre!**

Dedico também ao Vovô Gil (*In Memoriam*)

**“Eu acredito é na rapaziada que segue em frente e segura o rojão
Eu ponho fé é na fé na moçada que não foge da fera e enfrenta o leão
Eu vou a luta é com essa juventude que não corre da raia a troco de nada
Eu vou no bloco dessa mocidade que não está na saudade e constrói a
manhã desejada
Aquele sabe que é negro o couro da’gente
e segura a batida da vida o ano inteiro
Aquele que sabe o sufoco de um jogo tão duro, e apesar dos pesares
ainda se orgulha de ser brasileiro
Aquele que sai da batalha entra no botequim pede uma cervinha gelada e
agita na mesa logo, com uma batucada
Aquele que manda o pagode e sacode a poeira suada da luta e faz a
brincadeira, pois o resto é besteira
(...)”**

(E Vamos À Luta – Gonzaguinha)

AGRADECIMENTOS

Em ordem cronológica:

A Deus pelas felizes coincidências e encontros da minha vida.

A minha mãe pelo amor, dedicação e força, sempre. Ao meu pai, pela presença e segurança, sempre presentes, mesmo à distância. À vovó Leda pelas músicas e conversas políticas. O PT vai ganhar vovó! Às tias Lalá e Lili pelo amor e pela incrível memória dos casos da minha infância. Ao Tio Neca e Tia Lú pelo carinho e pelas viagens. Ao vovô Gil (*In memoriam*) e vovó Ilda pelos domingos e sabores.

Aos amigos do Promove, Ito (sem esquecer da Beth e do Jorge), Frango, Marcela, Juju, Garcia, Vítor, Dudu, Magalha, Amorim, Cyb's, Bárbara, Lú (z e s), pelo refúgio e por me conhecerem muito bem.

Aos amigos do escoteiro (Templários), Morg e Carol, Negão, Rocha, Fox, Bbtu, Montanha, Jaça, Goshay e Igão, porque foi sempre sensacional.

Ao Professor Alexandre Vieira pela trajetória e inspiração.

Aos amigos da biologia, hoje Grupo Bocaina (maioria), Toshiba, Manjuba, Pirigoso, Perillo, Minhoca, Cajuru, Didi, Callitrix, Russo, Capita, Cottas, Marina, Lígia, Ló, Alice, Renatinha e tantos outros com quem aprendi, dividi e ri muito.

Aos colegas do laboratório de Ecologia Química de Insetos Vetores, Márcia, Maria Cristina, Ana Paula, Ivi, Kelly, Célia, Claudinha, Renatinha, Luciana, Madão, Laila, João, Robertinha, Diogo, Caio, Priscila, Chocolate, Tais e especialmente ao Jivago, à Rose, à Tati, à Carrusca e ao Dedey, pois qualquer coisa era só gritar. Em especial à Laila e ao Dedey que, apesar de suas atribulações, se dispuseram prontamente a me ajudar na revisão final do texto.

À Mari, pelo início do processo.

Aos estagiários, André, Myriam e Carol pelas férias inesquecíveis e pela ajuda. À turma de mestrado da Jaula de Bezerra, Iara, Letícia, Fernandinha, Maria Fernanda, Vitor, Hudson, Rodrigo, Tati (de novo!) e Anderson por tudo que passamos e aprendemos juntos neste período.

À Lí Hard, aos Beatles, ao Elvis, ao Chico, ao Caetano, e ao Gonzaguinha por tornarem muito mais agradáveis os trabalhos finais desta dissertação. E especialmente ao meu amor Luciana Gerhard pela inspiração e companheirismo durante as correções.

Aos novos amigos de Salinas, Ronaldo, Ricardo, Fernando, Alisson, Mara, Raquel, Izabela, Mathias, Léo, Paty e Rose pelo suporte na nova vida.

A todos os meus alunos pelos ensinamentos.

Ao Caetano e à Dedé pela companhia.

A todos os funcionários e professores do Programa de Pós-Graduação em Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas – ICB/UFMG.

À secretária da Pós-Graduação, Sumara, pelo excelente trabalho que desempenha e por salvar minha vida algumas vezes.

Ao CNPq pela concessão da bolsa.

À banca examinadora Marcelo Resende e Alessandra Guarneri pelas brilhantes sugestões, que contribuíram muito com a qualidade do trabalho.

E especialmente ao Álvaro, que foi muito mais do que um orientador e acreditou no trabalho, dando todo suporte necessário.

SUMÁRIO		Página
LISTA DE TABELAS		x
LISTA DE FIGURAS		x
RESUMO		xvi
ABSTRACT		xvii
1 INTRODUÇÃO		18
1.1 Aspectos gerais da biologia do mosquito <i>Aedes aegypti</i>		18
1.2 Importância em saúde pública		19
1.3 Comportamento de oviposição e a dispersão de fêmeas do mosquito <i>Aedes aegypti</i>		20
1.4 Métodos de controle do mosquito <i>Aedes aegypti</i>		26
1.5 Monitoramento do mosquito <i>Aedes aegypti</i> por meio de armadilhas		27
1.5.1- Larvitrapas ou pneus-armadilhas		27
1.5.2- Armadilha de oviposição (Ovitrapa)		27
1.5.3- Armadilha para captura de adultos (MosquiTRAP®)		29
2 JUSTIFICATIVA		33
3 OBJETIVOS		34
4 MATERIAL E MÉTODOS		35
4.1 Criação e manutenção de colônia do mosquito <i>Aedes aegypti</i> em condições de laboratório		35
4.2 Área experimental		36
4.3 Delineamento experimental		38
4.3.1- Experimento 1: Distribuição dos ovos em diferentes densidades de criadouros em condições de laboratório		38
4.3.2- Experimento 2: Distribuição dos ovos em diferentes densidades de criadouros em condições de semi-campo		39
4.3.3- Experimento 3: Eficiência da armadilha MosquiTRAP em diferentes densidades de criadouros em condições de semi-campo		41
4.4 Parâmetros avaliados		42
4.4 Análises estatísticas		43
5 Resultados		44
5.1 Experimento 1: Condições de laboratório		44
5.1.1 - Homogeneidade dos criadouros e das posições dentro das caixas de acrílico.		44
5.1.2 - Número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados por tratamento		46
5.1.3 - Número de criadouros colonizados pelas fêmeas		47
5.1.4 - Padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de <i>A. aegypti</i> ao longo dos criadouros disponíveis		50
5.1.5 - Número de ovos no criadouro “predileto”		53
5.1.6 - Número de ovos depositados na água e na palheta		55
5.2 Experimento 2: Condições de semi-campo na ausência da armadilha MoquiTRAP		57

5.2.1 - Homogeneidade dos criadouros e das posições dentro das gaiolas de semi-campo.	57
5.2.2 - Número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados por tratamento e por experimento	59
5.2.3 - Número de criadouros colonizados pelas fêmeas	61
5.2.4 - Padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de <i>A. aegypti</i> ao longo dos criadouros disponíveis	63
5.2.5 - Número de ovos no criadouro “predileto”	66
5.2.6 Número de ovos depositados na água e na palheta	70
5.3 - Experimento 3: condições de semi-campo na presença da armadilha MosquiTRAP	73
5.3.1 - Homogeneidade dos criadouros e das posições dentro das gaiolas de semi-campo	73
5.3.2 - Taxas de captura da armadilha MosquiTRAP em diferentes densidades de criadouros	75
5.3.3 - Tempo de captura das fêmeas grávidas de <i>Aedes aegypti</i> pela armadilha MosquiTRAP em condições de semi-campo	76
5.3.4a - Número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados por tratamento e por experimento	78
5.3.4b - Avaliação do efeito da presença da MosquiTRAP na quantidade de ovos depositadas pelas fêmeas de <i>A. aegypti</i> , em diferentes densidades de criadouros	79
5.3.5a - Número de criadouros colonizados pelas fêmeas	81
5.3.5b - Avaliação do efeito da presença da MosquiTRAP na redução da quantidade de criadouros colonizados pelas fêmeas de <i>A. aegypti</i> , em diferentes densidades de criadouros	83
5.3.6 - Padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de <i>A. aegypti</i> ao longo dos criadouros disponíveis – A primeira postura	84
5.3.7 - Número de ovos no criadouro “predileto”	85
5.3.8 - Número de ovos depositados na água e na palheta	85
6 DISCUSSÃO	86
7 CONCLUSÕES	96
8 PERSPECTIVAS	97
9 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	98

LISTA DE TABELAS		Página
Tabela 1	Freqüência (%) de fêmeas por número de criadouros utilizados para deposição dos ovos, para cada tratamento, em condições de laboratório	48
Tabela 2	Freqüência (%) de fêmeas por número de criadouros utilizados para deposição dos ovos, para cada tratamento, em condições de semi-campo na ausência da armadilha MosquiTRAP.	62
Tabela 3	Freqüência (%) de fêmeas por número de criadouros utilizados para deposição dos ovos, para cada tratamento, em condições de semi-campo na presença da armadilha MosquiTRAP	82

LISTA DE FIGURAS		Página
Figura 1	Ciclo de vida do mosquito <i>Aedes aegypti</i> . Fases de Ovo; Estágio larval composto por quatro estádios; Pupa e inseto adulto.	18
Figura 2	Armadilha para coleta de larvas (Pneu-armadilha ou Larvitrapa). Depósitos feitos de pneus utilizados no monitoramento do <i>Aedes aegypti</i> em áreas urbanas. (Fonte: FUNASA)	27
Figura 3	Armadilha para coleta de ovos (Ovitrapa), utilizada no monitoramento do mosquito <i>Aedes aegypti</i> em áreas urbanas. (a) Armadilha; (b) substrato de oviposição; (c) atraente de oviposição (água ou infusão de gramínea)	28
Figura 4	Componentes da armadilha MosquiTRAP®: 1- Base 2- Suporte do cartão adesivo 3- Atraente de oviposição (ATRAedes®). 4- Cartão adesivo 5- Tampa 6- MosquiTRAP® montada.	30
Figura 5	Caixas de acrílico (150 x 50 x 41cm). A- Quatro caixas com diferentes densidades de criadouros. B- Distribuição das armadilhas no interior da caixa	36
Figura 6	Vista externa da área experimental (semicampo), onde serão realizados os testes de comportamento de oviposição das fêmeas grávidas de <i>Aedes aegypti</i>	37
Figura 7	Esquema da área experimental (semicampo) mostrando a disposição das gaiolas de teste e anexos (sala de gravação e bancada). (Fonte: Roque & Eiras, 2008)	37
Figura 8	Vista interna da área experimental (Semicampo). Detalhe das gaiolas de teste onde as fêmeas grávidas de <i>Aedes aegypti</i> foram avaliadas	38
Figura 9	Representação da distribuição dos tratamentos no interior das caixas de acrílico.	39
Figura 10	Diagrama da distribuição das armadilhas ovitrapa com e sem água de cada tratamento/densidade de criadouros	40
Figura 11	Diagrama de distribuição das armadilhas ovitrapa com e sem água de cada tratamento/densidade e da MosquiTRAP	41

Figura 12	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos dois criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	44
Figura 13	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos quatro criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	45
Figura 14	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos oito criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	45
Figura 15	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos 16 criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	46
Figura 16	Boxplot do número de ovos depositados por <i>Aedes aegypti</i> em diferentes densidades de criadouros, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste ANOVA ($p < 0,05$).	47
Figura 17	Boxplot do número de criadouros colonizados por fêmeas de <i>A. aegypti</i> em diferentes densidades de criadouros, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-walis ($p < 0,05$).	49
Figura 18	Aumento do número de criadouros colonizados em função da densidade de criadouros disponíveis, demonstrado por regressão potencial.	49
Figura 19	Regressão polinomial e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 2 criadouros, em condições de laboratório.	51
Figura 20	Regressão linear e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 4 criadouros, em condições de laboratório.	51
Figura 21	Regressão logarítmica e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 8 criadouros, em condições de laboratório.	52
Figura 22	Regressão logarítmica e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 16 criadouros, em condições de laboratório.	53
Figura 23	Boxplot e comparação entre as médias percentuais de ovos depositados por <i>Aedes aegypti</i> no criadouro “predileto” em cada tratamento, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA a 5% de significância.	54

Figura 24	Regressão linear e comparação das médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na água e na palheta, em cada tratamento, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de t para amostras independentes ($p < 0,05$).	55
Figura 25	Comparação das médias percentuais de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na água, em cada tratamento em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA ($p < 0,05$).	56
Figura 26	Comparação das médias percentuais de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na palheta entre os tratamentos, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA ($p < 0,05$).	56
Figura 27	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos dois criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	57
Figura 28	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos quatro criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	58
Figura 29	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos oito criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	58
Figura 30	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos 16 criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	59
Figura 31	Boxplot do número de ovos depositados por <i>Aedes aegypti</i> em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	60
Figura 32	Comparações entre as médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> obtidos em condições de laboratório e de semi-campo em diferentes densidades de criadouros. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	60

Figura 33	Boxplot do número de criadouros colonizados por fêmeas de <i>A. aegypti</i> em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo e na ausência da armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-walis ($p < 0,05$).	62
Figura 34	Aumento do número de criadouros colonizados em função da densidade de criadouros disponíveis, demonstrado por regressão potencial.	62
Figura 35	Comparação das médias de criadouros colonizados pelas fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> , nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (condições de semi-campo sem a MosquiTRAP) em cada tratamento. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	63
Figura 36	Regressão polinomial e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 2 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.	64
Figura 37	Regressão linear e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 4 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.	65
Figura 38	Regressão logarítmica e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 8 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.	65
Figura 39	Regressão exponencial e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 16 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.	66
Figura 40	Boxplot e comparação entre médias percentuais de ovos depositados por <i>Aedes aegypti</i> no criadouro “predileto” em cada tratamento, em condições de semi-campo. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	67
Figura 41	Comparação das médias percentuais de ovos depositados no criadouro predileto, por tratamento, entre os experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP). Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p > 0,05$).	68
Figura 42	Porcentagem total de fêmeas em função da porcentagem de ovos depositada no criadouro predileto, nos tratamentos 4, 8 e 16 criadouros, dos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP).	69
Figura 43	Porcentagem total de fêmeas em função da porcentagem de ovos depositada no criadouro predileto, no tratamento 2 criadouros, dos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP).	69

Figura 44	Regressão linear e comparação das médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na água e na palheta, dentro de cada tratamento, em condições de semi-campo. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de t para amostras independentes ($p < 0,05$).	70
Figura 45	Comparação das médias percentuais de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na água, em cada tratamento em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA. Figura construída à partir dos dados transformados em arc seno.	71
Figura 46	Comparação das médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na palheta entre os tratamentos, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA. Figura construída à partir dos dados transformados em arc seno.	71
Figura 47	Regressão linear e comparação das médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na água, entre os tratamentos, nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP). Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	72
Figura 48	Regressão linear e comparação das médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> depositados na palheta, entre os tratamento, nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP). Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste Mann-Whitney ($p < 0,05$).	72
Figura 49	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos dois criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	73
Figura 50	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos quatro criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	74
Figura 51	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos oito criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	74
Figura 52	Boxplot do número de ovos de <i>Aedes aegypti</i> distribuídos nos 16 criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	75
Figura 53	Porcentagem de fêmeas de <i>A. aegypti</i> capturadas pela armadilha MosquiTRAP, em função da densidade de criadouros disponíveis.	76

Figura 54	Porcentagem de fêmeas de <i>A. aegypti</i> capturadas por categoria de tempo em função da densidade de criadouros.	77
Figura 55	Porcentagem acumulada de fêmeas grávidas de <i>A. aegypti</i> capturadas na armadilha MosquiTRAP, em função do tempo de captura, em diferentes densidades de criadouros e condições de semi-campo.	78
Figura 56	Boxplot do número de ovos depositados por <i>Aedes aegypti</i> em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).	79
Figura 57	Comparações entre as médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> obtidos nos experimentos em condições de semi-campo, com e sem a armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	80
Figura 58	Frequência de fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> categorizadas de acordo com a quantidade ovos depositados antes da captura pela MosquiTRAP, em cada tratamento.	81
Figura 59	Boxplot do número de criadouros colonizados por fêmeas de <i>A. aegypti</i> em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo e na presença da armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-walis ($p < 0,05$).	82
Figura 60	Comparação entre a média de criadouros colonizados pelas fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> , obtido nos experimentos em condições de semi-campo, com e sem a armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).	83
Figura 61	Frequência de fêmeas <i>Aedes aegypti</i> categorizadas de acordo com a quantidade de criadouros colonizados antes da captura pela MosquiTRAP, em cada tratamento.	84
Figura 62	Dispersão do número de ovos depositados pelas fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> no primeiro criadouro visitado, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP.	85

RESUMO

O *Aedes aegypti* é o principal vetor do vírus do dengue no Brasil. O comportamento de oviposição deste vetor é importante no controle e na epidemiologia da doença, pois as fêmeas de *A. aegypti* realizam a “oviposição em saltos” que resulta na sua dispersão e do vírus. A armadilha MosquiTRAP vem sendo utilizada para monitorar fêmeas grávidas de *A. aegypti* em áreas urbanas, mas seu potencial para o controle do vetor é questionado. O objetivo deste trabalho foi estudar detalhadamente o comportamento de “oviposição em saltos” de fêmeas de *A. aegypti* individualizadas, quando expostas a diferentes densidades de criadouros e avaliar a influência da armadilha MosquiTRAP na redução de ovos depositados e positividade de criadouros. O estudo foi realizado a 24-29°C e 60-90% UR em: (1) condições de laboratório, em caixas de acrílico (150x50x41cm); (2) Condições de semi-campo, em gaiolas de tecido (2,5 x 2,5 x 2m), na ausência e na presença da armadilha MosquiTRAP. Para cada teste, uma fêmea grávida de *A. aegypti* foi liberada em diferentes densidades de criadouros (1, 2, 4, 8 ou 16) onde permaneceu durante 96 h. Foram realizadas 12 ou 15 repetições para cada densidade de criadouros. As médias de ovos depositados por fêmea/repetição/tratamento variaram de $63,7 \pm 13,7$ a $81,5 \pm 31,5$ em condições de laboratório e de semi-campo, respectivamente. Observou-se que 92,5% das fêmeas testadas distribuíram seus ovos em mais de um criadouro, quando disponível, caracterizando a “oviposição em saltos” e que em cada teste um dos criadouros recebeu mais de 50% dos ovos depositados. A presença da armadilha MosquiTRAP em condições de semi-campo, reduziu significativamente a média total de ovos depositados de $72,2 \pm 20,5$ para $31,9 \pm 40,9$ e a média total de criadouros positivados pelas fêmeas de $1,8 \pm 0,3$ para $0,73 \pm 0,79$; de $2,8 \pm 1,0$ para $1,07 \pm 1,16$; de $3,2 \pm 1,5$ para $2,07 \pm 1,75$; e de $5,4 \pm 2,6$ para $2,33 \pm 1,67$; nas densidades 2, 4, 8 e 16 criadouros, respectivamente. Verificou-se que o maior número de *A. aegypti* capturados na armadilha ocorreu durante as primeiras 10 horas de experimento. Os resultados sugerem que a armadilha MosquiTRAP é uma ferramenta que captura fêmeas grávidas de *A. aegypti* mesmo quando compete com diferentes densidades de criadouros e que é capaz de reduzir o número de ovos depositados e a positividade de criadouros, nas condições testadas. No entanto, futuros estudos de campo devem ser realizados para comprovar a sua eficácia como ferramenta de controle do vetor do dengue.

ABSTRACT

Aedes aegypti is the main vector of the dengue virus in Brazil. The oviposition behavior of this vector is important in the control and epidemiology of the disease, since the *A. aegypti* females perform “skip oviposition” which result in her dispersion and of the virus. The MosquiTRAP has been used to monitor pregnant females of *A. aegypti* in urban areas, but its potential for the vector control is questionable. The aim of this work was to study in detail the behavior of “skip oviposition” of individualized *A. aegypti* females when exposed to different densities of breeding sites and to evaluate the influence of the MosquiTRAP in reducing deposited eggs and positivity of breeding sites. The study was performed at 24-29C and 60-90% RH in: (1) laboratory conditions, in acrylic boxes (150x50x41cm); (2) semi-field conditions, in fabric cages (2,5 x 2,5 x 2m), in the absence and presence of the MosquiTRAP. For each test, a pregnant female of *A. aegypti* was released in different densities of breeding sites (1, 2, 4, 8 or 16) where she remained for 96 h. 12 or 15 repetitions were performed for each density of breeding sites. The mean of deposited eggs for female/repetition/treatment ranged from $63,7 \pm 13,7$ to $81,5 \pm 31,5$ in laboratory and semi-field conditions, respectively. It was observed that 92,5% of the tested females distributed their eggs in more than one breeding site, when available, characterizing the “skip oviposition” and that in each test one of the breeding sites received more than 50% of the deposited eggs. The presence of the MosquiTRAP trap in semi-field conditions significantly reduced the total mean of deposited eggs from $72,2 \pm 20,5$ to $31,9 \pm 40,9$ and the total mean of breeding sites made positive by the females from $1,8 \pm 0,3$ to $0,73 \pm 0,79$; from $2,8 \pm 1,0$ to $1,07 \pm 1,16$; from $3,2 \pm 1,5$ to $2,07 \pm 1,75$; and from $5,4 \pm 2,6$ to $2,33 \pm 1,67$; at the densities 2, 4, 8 and 16 of breeding grounds, respectively. It was verified that the greater number of *A. aegypti* captured in the trap occurred during the first 10 hours of experiment. The results suggest that the MosquiTRAP trap is a tool that capture pregnant females of *A. aegypti* even when competes with different densities of breeding sites and that it is capable to reduce the number of deposited eggs and the positivity of breeding grounds, in the tested conditions. However, future studies in field must be performed to prove its efficiency as a tool in the control of the dengue vector.

1 - INTRODUÇÃO

1.1 Aspectos gerais da biologia do mosquito *Aedes aegypti*

O *Aedes aegypti* Linnaeus, 1762 (Diptera: Culicidae) é um mosquito oriundo do Velho Mundo, provavelmente da região etiópica (nordeste da África), tendo sido originalmente descrito a partir de espécimes coletados no Egito (PESSÔA & MARTINS, 1982; OMS, 1987). É considerado um mosquito cosmopolita, com ocorrência na maioria das áreas tropicais e subtropicais do globo, entre as latitudes 35°N e 35°S (OPAS, 1986; GUBLER, 1997).

A espécie foi introduzida no Brasil durante o período colonial, provavelmente durante o tráfego negreiro, por via marítima (OPAS, 1992; CONSOLI & LOURENÇAO-DE-OLIVEIRA, 1994; FORATTINI, 2002; LOZOVEI, 2001). No Brasil, está sempre associado ao domicílio e peridomicílio humano, embora possa ser encontrado longe dos aglomerados urbanos no Velho Mundo (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2008).

O ciclo de vida do *A. aegypti* é constituído por quatro estádios larvais que se desenvolvem preferencialmente em água estagnada e limpa e se transforma em pupa, também na água (**Fig.1**). Posteriormente ocorre a emergência dos adultos que ocupam o ambiente terrestre onde se alimentam, e reproduzem (CHRISTOPHERS, 1960). Os ovos são depositados pelas fêmeas em recipientes com condições propícias como será discutido posteriormente.

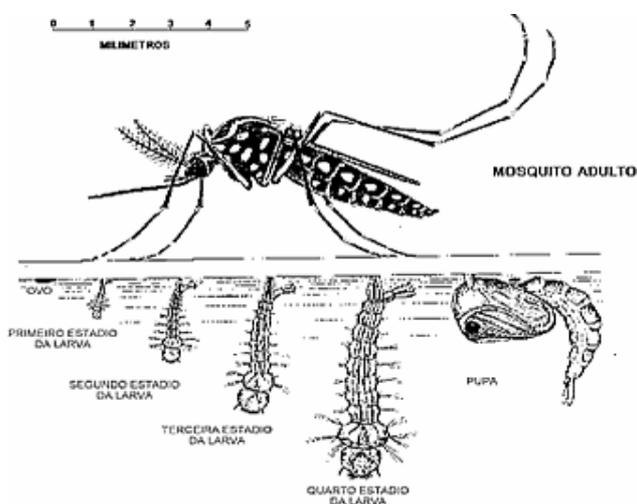


Figura 1: Ciclo de vida do mosquito *Aedes aegypti*. Fases de Ovo; Estágio larval composto por quatro estádios; Pupa e inseto adulto.

Fonte: http://www.prefeitura.unicamp.br/prefeitura/ca/DENGUE/3dengue_unicamp.html

Os adultos desta espécie, tanto os machos como as fêmeas, utilizam de solução que contenha açúcar ou outras substâncias (néctar de plantas) como fonte de nutrientes. No entanto, as fêmeas necessitam das proteínas presentes no sangue de hospedeiros vertebrados para que ocorra a maturação dos ovos. A digestão do sangue fornecerá os aminoácidos que serão transportados para os ovários e incorporados aos oócitos (CLEMENTS, 2000). O repasto sanguíneo ocorre quase sempre durante o dia, nas primeiras horas do período matutino (7:00 às 10:00h) e vespertino (16:00 às 19:00h) (EIRAS, 2005; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a).

Constitui fonte de repasto para as fêmeas de *A. aegypti* a maior parte dos vertebrados, inclusive o homem. No entanto estes insetos apresentam preferência em utilizarem os humanos como fonte de alimentação (SCOTT *et al.*, 1993; BARATA *et al.*, 2001; HARRINGTON *et al.*, 2001). O mosquito *A. aegypti* está associado a ambientes urbanos, onde fontes alimentares como o homem são abundantes. Ao visitar o domicílio e o peridomicílio estes insetos acabam vivendo no mesmo habitat dos seus hospedeiros, o que fornece condições para realização do repasto sangüíneo e diminui as ameaças à sua sobrevivência. Nestes locais, os recipientes e sítios de oviposição também são abundantes e, na sua maioria, produzidos pelo próprio homem. Todas estas características contribuem para a preferência destes insetos em se alimentarem nos seres humanos (SCOTT *et al.*, 1993; HARRINGTON *et al.*, 2001; REITER, 2007).

As respostas comportamentais das fêmeas e os processos fisiológicos seguem um padrão, o ciclo gonotrófico (período compreendido entre o repasto sangüíneo e a oviposição). Este ciclo se inicia com a resposta ao odor do hospedeiro, seguido pela alimentação sangüínea, a digestão do sangue ingerido, a formação do lote de oócitos maduros e termina com a oviposição (CLEMENTS, 2000).

Em *A. aegypti* o ciclo gonotrófico não apresenta concordância gonotrófica, pois as fêmeas podem realizar mais de uma hematofagia durante um ciclo. As fêmeas geralmente procuram por fonte sangüínea mesmo estando grávidas (BARATA *et al.*, 2001; KLOWDEN & BRIEGEL, 1994; *apud* FORATTINI, 2002; SCOTT *et al.*, 1993).

1.2 Importância em Saúde Pública

O mosquito *A. aegypti*, em sua forma antropofílica, é o principal vetor do vírus da febre amarela urbana e do dengue no Brasil (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a; CHENG *et al.*, 1982; OPAS, 1992;). A febre amarela é uma doença febril aguda, de curta duração, com gravidade variável, causada por um arbovírus pertencente ao gênero *Flavivirus* da família Flaviviridae, que se encontra disseminado em países da África e das Américas Central e do Sul. A doença é encontrada sob duas formas: febre amarela silvestre e febre amarela urbana. A primeira é veiculada em florestas por mosquitos silvestres dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*, que picam animais silvestres susceptíveis, sendo o homem um hospedeiro acidental. A segunda é veiculada nas cidades e vilas de homem para homem, pelo *A. aegypti* (CONSOLI & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 1994, MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2008).

O DENGUE é a arbovirose de maior importância na atualidade, constituindo um dos principais problemas mundiais de saúde pública (WHO, 2001). Esta doença também é causada por um *Flavivirus*, do qual existem quatro sorotipos: DENV-1; DENV-2; DENV-3 e DENV-4. No Brasil, até o ano de 2010 eram encontrados apenas três sorotipos: DENV-1, DENV-2 e DENV-3. No ano de 2010 ocorreu a introdução do sorotipo DENV-4 no estado de Roraima (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010d). A infecção por um deles confere proteção permanente para o mesmo sorotipo e imunidade parcial e temporária contra os outros tipos (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a). A doença pode se manifestar de várias formas, entre elas O DENGUE clássica, a Febre do dengue Hemorrágica (FDH) e a Síndrome de Choque do dengue (SCD). Esta última podendo levar até 50% dos doentes não tratados ao óbito (WHO, 1997; WHO, 2001; CDC 2005). Nas Américas a endemia tem se expandido desde a segunda metade do século XX, com ciclo de caráter urbano devido à relação entre o ser humano e o vetor (FORATTINI, 2002).

A Secretaria de Vigilância em Saúde do Ministério da Saúde (SVS/MS) registrou, em 2009, 393.583 casos confirmados de dengue. Foram confirmados também 2.271 casos e 154 óbitos por Febre Hemorrágica do dengue (FHD), e 5.952 casos de dengue com complicações (DCC), com 144 óbitos. Em relação aos casos de FHD confirmados, cerca de 80% concentraram-se em cinco

estados: Mato Grosso (28%), Bahia (26%), Espírito Santo (17%), Goiás (5%) e Minas Gerais (5%) (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010c)

No Brasil, a primeira epidemia documentada clínica e laboratorialmente ocorreu em 1981-1982, em Boa Vista (RR). Desde então as condições sócio-ambientais favoráveis à proliferação do *A. aegypti* possibilitaram a dispersão do vetor, bem como o avanço da doença. Os métodos tradicionalmente empregados (controle químico) no combate às doenças transmitidas por vetores em nosso país e no continente não contiveram a doença. Estes programas mostraram-se incapazes de conter um vetor com altíssima capacidade de adaptação ao novo ambiente criado pela urbanização acelerada e pelos novos hábitos da população (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2008).

Atualmente O DENGUE continua sendo um sério problema de saúde pública em nosso país, e novas medidas de controle devem ser desenvolvidas (MORATO *et. al.*, 2005; HONÓRIO *et. al.*, 2003; EIRAS *et. al.*, 2003; GAMA, 2005; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a).

1.3 Comportamento de oviposição e a dispersão de fêmeas do mosquito *Aedes aegypti*

As fêmeas de *A. aegypti* depositam em média 60 a 120 ovos a cada ciclo gonotrófico e estes ficam aderidos na superfície interna da parede dos criadouros, preferencialmente em superfícies rugosas, imediatamente acima da linha da água e geralmente eclodem quando ficam submersos (BATES, 1949 apud REITER, 2007; CHRISTOPHERS, 1960). São resistentes à dessecação por vários meses (CHRISTOPHERS, 1960; SURTEES, 1967; FORATTINI, 2002). Este fator parece ser determinante na epidemiologia das doenças transmitidas por este vetor, uma vez que seus ovos podem permanecer viáveis no campo, por mais de um ano (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2008). Esta resistência é um dos principais obstáculos para o seu controle, pois permite que o ovo seja transportado por grandes distâncias em ambiente seco ou dentro de recipientes utilizados como criadouros (pneus, vasos, garrafas, dentre outros). Essa explicação sustenta a hipótese da chegada desses mosquitos da África para as Américas, durante o tráfico negreiro (FORATTINI, 2002).

O comportamento de oviposição e a seleção de locais para realizá-lo podem ter um impacto significativo na história de vida de um artrópode e estão

intimamente relacionados à sobrevivência dos mosquitos. (BENTLEY & DAY, 1989; HARRINGTON *et al.*, 2008). Há uma grande pressão seletiva favorável às fêmeas que fazem escolhas que maximizam a sobrevivência de sua prole (HARRINGTON *et al.*, 2008).

As fêmeas grávidas de *A. aegypti* possuem a habilidade de distinguir potenciais criadouros que irão sustentar o crescimento, desenvolvimento e a sobrevivência de sua prole o que é um ponto crítico na vida dos mosquitos, pois uma escolha errada pode resultar na morte de muitos juvenis e na perda do investimento reprodutivo das fêmeas (ZAHIRI & MANFRED, 1998).

Aparentemente, diversos fatores estão associados à escolha de possíveis criadouros. Fatores como intensidade do vapor d'água, tamanho da superfície de reflexão da água, presença de formas imaturas de *Aedes* e determinados componentes químicos, podem atuar como agentes repelentes ou atraentes na água, dependendo da concentração (ALLAN & KLINE, 1995; CHADEE *et al.*, 1990).

Os sítios de oviposição geralmente atraem novas oviposições quando apresentam tonalidades escuras, maiores profundidades, maior diâmetro e abundância de alimento (ALLAN & KLINE, 1995; ZAHIRI & MANFRED, 1998; COLTON *et al.* 2003). Em relação às características físicas, o volume dos recipientes parece ser o fator mais importante na escolha das fêmeas, sendo seu tamanho diretamente proporcional a sua atratividade (HARRINGTON *et al.*, 2008). Isto provavelmente ocorre pois os grandes recipientes fornecem proteção para fêmeas prestes a ovipor, e aumentam as chances de sobrevivências das larvas, já que podem armazenar grandes quantidades de alimento e fornecem um ambiente aquático mais permanente (HARRINGTON *et al.*, 2008). Ainda segundo estes autores a preferência das fêmeas por criadouros de maior volume pode gerar uma redução na sensibilidade da armadilha ovitrampa, utilizada no monitoramento do dengue, ou uma subestimação da atividade ovipositora de *A. aegypti*, e da densidade de fêmeas, principalmente quando outros recipientes estão presentes no ambiente.

Foi observado também preferência de oviposição no peridomicílio em relação ao intra-domicílio no Brasil e na Austrália (RITCHIE *et al.* 2003; FAVARO *et al.* 2006) e em recipientes localizados a 1,2 metros acima do nível

do solo em Trinidad (CHADEE, 1991). Posteriormente, CHADEE (2004) observou que em construções verticais de Trinidad (West Indies) um número significativamente maior de ovos foram depositados em ovitrampas instaladas de 13 a 24 metros do nível do solo, quando comparado às alturas zero a 12, 25 a 36, 37 a 48 e 49 a 60 metros. O movimento do *A. aegypti* em direção a níveis acima do nível do solo pode ser resultado de pressões por aplicações de inseticida e pela falta de recipientes não tratados nos níveis mais baixos (TINKER, 1974).

A presença de larvas e ovos co-específicos no criadouro pode ser um fator atrativo, porém altas concentrações larvais e submissão das larvas preexistentes a estresse (fome, confinamento ou presença de patógenos) passam a repelir novas oviposições (CHADEE et. al., 1990; ZAHIRI *et al.* 1997; ZAHIRI & MANFRED, 1998). Provavelmente estes fatores geram sinalizadores químicos que tornam aqueles criadouros repelentes para outras fêmeas, que evitam depositar seus ovos naqueles locais (ZAHIRI *et al.* 1997).

Em laboratório e em ambiente urbano, a oviposição ocorre entre a 9^a e a 12^a hora da fotofase e 1^a e 2^a hora da escotofase (CHADEE & COBERT, 1990; GOMES *et al.*, 2006).

No seu habitat silvestre original, o *A. aegypti* é uma das muitas espécies de mosquitos que oviposita em buracos de árvores, axila de folhas, cascas de frutos e outras coleções de água. (BATES, 1949 apud REITER, 2007). Em ambiente urbano as fêmeas de *A. aegypti* podem ovipositar em uma grande variedade de recipientes feitos pelo homem, sendo que muitos destes recipientes são pequenos, descartáveis e oferecem apenas um habitat temporário, pois podem sofrer dessecação, perturbações ou serem destruídos (REITER, 2007). Esta efemeridade dos recipientes não prejudica significativamente a população de mosquitos por causa do comportamento denominado “skip-oviposition” ou “oviposição em saltos”.

A “oviposição em saltos” foi descrita inicialmente para *Wyeomyia smithii* (Diptera: Culicidae) e foi sugerido o termo “skip-oviposition” para designar o comportamento das fêmeas de mosquitos que distribuem pequena parte dos ovos, ao longo de vários criadouros (MOGI & MOKRY, 1980). Este comportamento foi observado também em *A. aegypti* em diversos estudos (CHRISTOPHERS, 1960; FAY, 1965; COBERT & CHADEE, 1993; REITER,

2007). CHRISTOPHERS (1960) relatou que em laboratório, as fêmeas de *A. aegypti* não depositam seu conjunto total de ovos logo que a oogênese está completa, e observou que a maioria de ovos é depositada a partir do terceiro dia, até o quinto dia após o repasto sanguíneo. Alguns poucos ovos são depositados do sexto dia em diante. FAY (1965) também relata o fato das fêmeas de *A. aegypti* colocarem seus ovos em mais de um recipiente (em laboratório), e que este fato poderia ser promissor nos programas de vigilância entomológica. Em campo, as fêmeas grávidas de *A. aegypti* também exibem o comportamento de “skip oviposition” (COBERT & CHADEE, 1993). Este comportamento em campo foi verificado por diversos autores utilizando diferentes metodologias. CHADEE *et al.* (1991) verificaram que o número de ovos retidos nos ovários de fêmeas capturadas em ovitrampas durante a noite variava de 1 a 78 com uma média de 19 ovos. Em outro estudo observou-se mais de 40% das ovitrampas positivas continham apenas de 1 a 2 ovos, e que mais de 20% continha de 3 a 8 ovos, o que sugere a distribuição dos ovos em mais de um local (CHADEE & COBERT, 1989). A utilização de técnicas de marcadores moleculares DNA RAPD-PCR em Porto Rico demonstrou que cada fêmea em atividade de oviposição depositou uma média de 11 ovos por criadouro e que 29% das fêmeas depositaram apenas um ou dois ovos por ovitrampa (APOSTOL *et al.*, 1994). Após a liberação de fêmeas de *A. aegypti* cujos ovos foram marcados com *rubidium* (Rb) foram encontradas armadilhas que continham apenas um ovo (REITER *et al.*, 1995). Portanto existem várias evidências, obtidas por diversos métodos de que uma fêmea de *A. aegypti* em atividade de oviposição visita vários locais de oviposição até distribuir todos os seus ovos, realizando o comportamento de “oviposição em saltos” (CHADEE *et al.*, 1991; APOSTOL *et al.*, 1994; REITER *et al.*, 1995; REITER, 2007). Porém ainda não se sabe se este comportamento é uma estratégia para evitar altas densidades larvais nos criadouros, onde o alimento das larvas é limitado ou para minimizar riscos associados a criadouros temporários (REITER, 2007).

O comportamento de “oviposição em saltos” resulta na dispersão do *A. aegypti* em busca de criadouros. A extensão e a direção da dispersão das fêmeas são influenciadas pela disponibilidade de criadouro no ambiente (EDMAN *et al.*, 1998). Outros fatores determinantes para a dispersão deste mosquito são a busca de parceiros sexuais, de alimentos e de hospedeiros

(HONÓRIO *et al.*, 2003). A dispersão das fêmeas e *A. aegypti* é epidemiologicamente importante, pois pode resultar na propagação da doença. Em vários ciclos gonotróficos as fêmeas seriam capazes de se dispersarem por muitos quilômetros (REITER, 1995; EDMAN *et al.*, 1998).

Apesar disso as estratégias de controle do vetor utilizadas atualmente se baseiam nos trabalhos de SOPER (1938; APUD REITER, 2007) que postulou que *A. aegypti* raramente voava mais que 25-30 metros de seu local de emergência. Esta observação foi largamente aceita e foi utilizada até a década de 1990' para traçar as estratégias de controle, que assumiam que o mosquito não voa ao longo de distâncias acima 100 metros (OPAS, 1995). Porém outros estudos relatam que esta espécie é capaz de voar muito mais do que isso, quando guiada pela oviposição e na ausência de barreiras geográficas (SHANNON *et al.*, 1930a APUD REITER, 2007; WOLFINSOON, 1953; REITER *et al.*, 1995; HONÓRIO *et al.* 2003). Estudos de campo realizados com *A. aegypti* marcados com pó fluorescente verificaram que mais de 90% dos mosquitos marcados, com uma semana de idade e alimentados com sangue desapareceram do ponto de liberação, ao longo de uma semana indicando que sua dispersão em busca de criadouros para oviposição é longa e disseminada (SHANNON *et al.*, 1930^a APUD REITER, 2007).

Em experimentos similares foram recapturados mosquitos a 330 metros do ponto de liberação. Insetos liberados de um barco a 900 metros da costa foram recapturados a 1.000 metros de distância (SHANNON *et al.* 1930b; APUD REITER 2007). Os autores concluíram que um voo de mais de 300 metros não é nada incomum para *A. aegypti* e que o mesmo pode ser sustentado por até um quilômetro.

Em Israel, fêmeas grávidas liberadas no deserto depositaram seus ovos em jarros de água instalados em círculos concêntricos a mais de 2,5 quilômetros do ponto de liberação (WOLFINSOON, 1953).

Ovos de fêmeas de *A. aegypti* marcados com *rubidium* (Rb) foram detectados ao longo a 840 metros do ponto de liberação (REITER *et al.*, 1995). No Brasil, ovos de fêmeas de *A. aegypti* marcados também com rubídio foram encontrados a 1.660 metros de diâmetro do ponto de liberação após o sexto dia de experimento (HONÓRIO *et al.*, 2003).

Sugere-se que a redução de locais de oviposição (prática comum nos programas de vigilância e controle do dengue) aumenta a dispersão dos adultos. Portanto a disponibilidade de criadouros é inversamente relacionada com o potencial de dispersão de *A. aegypti* (EDMAN *et al.*, 1998). À partir disso estes autores postulam que as práticas vigentes de controle do dengue e da febre amarela urbana, atualmente baseadas no tratamento focal com inseticidas num raio de 50-100 metros dos casos suspeitos ou confirmados, são ineficazes. A eliminação de criadouros pode aumentar a dispersão de mosquitos contaminados e conseqüentemente a disseminação das doenças (REITER *et. al*, 1995).

1.4 Métodos de controle do mosquito *Aedes aegypti*.

Diversos métodos podem ser utilizados para o controle e monitoramento do mosquito *A. aegypti*. Os principais métodos de controle adotados são: a) controle mecânico que consiste na adoção de práticas capazes de impedir a procriação do *Aedes*, tendo como principais atividades a proteção, a destruição ou a destinação adequada de criadouros, obras de saneamento e remoção de criadouros; b) controle biológico que se baseia na utilização de “inimigos” naturais do *A. aegypti*, como predadores naturais (larvas de outros dípteros, peixes larvíparos etc), fungos, protozoários (microsporídeos), nematódeos e bactérias entomopatogênicas. (O Ministério da saúde tem adotado o uso do *Bacillus thurigiensis* var. *israelensis*, Bti sorotipo H-14, que têm se mostrado eficiente no controle do inseto); c) controle legal que consiste na aplicação de normas de conduta regulamentadas por instrumentos legais de apoio as ações de controle do dengue. As medidas de caráter legal podem ser instituídas no âmbito dos municípios, pelos códigos de postura, visando principalmente a responsabilização do proprietário pela manutenção e limpeza de terrenos baldios, assegurar a visita domiciliar dos agentes aos imóveis fechados, e onde exista recusa a inspeção; d) controle químico com uso de inseticidas para combate ao vetor em fase larval ou adulta (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a).

O Programa Nacional de Controle do dengue (PNCD) preconiza o controle mecânico, o controle legal, o controle biológico através do Bti e o controle químico (FUNASA, 2002; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a).

1.5 Monitoramento do mosquito *Aedes aegypti* por meio de armadilhas.

Para monitoramento do vetor na fase de ovos e larvas é preconizado a utilização de armadilhas ovitrampa e larvitampa, respectivamente, bem como a pesquisa larvária e o Levantamento de Índice Rápido para *Aedes aegypti* (LIRAA) (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a). As principais armadilhas existentes no Brasil são:

1.5.1- Larvitampas ou pneus-armadilhas:

Estas armadilhas consistem em depósitos feitos de pneus usados, contendo 2/3 de sua capacidade ocupada por água (**Fig. 2**). São instaladas a uma altura aproximada de 80 cm do solo, em locais considerados porta de entrada do vetor adulto, tais como portos fluviais ou marítimos, aeroportos, terminais rodoviários, ferroviários, de cargas etc. Embora não sejam mais utilizadas, a finalidade básica das larvitampas é a detecção precoce de infestações importadas (FUNASA, 2001).



Figura 2: Armadilha para coleta de larvas (Pneu-armadilha ou Larvitampa). Depósitos feitos de pneus utilizados no monitoramento do *Aedes aegypti* em áreas urbanas. (Fonte: FUNASA)

1.5.2- Armadilha de oviposição (Ovitrampa):

Esta armadilha foi inicialmente desenvolvida como uma ferramenta de vigilância epidemiológica nos Estados Unidos, descrita por FAY & PERRY (1965) e aperfeiçoada por FAY & ELIASON (1966). A armadilha é constituída

de um recipiente de cor preta e fosca, com volume variável. Em seu interior é fixado verticalmente um substrato de oviposição (palheta de madeira), com superfície rugosa exposta, para facilitar a postura dos ovos. Água de torneira ou infusão de gramínea (cerca de 300 ml) também é adicionada no interior da armadilha (**Fig. 3**).

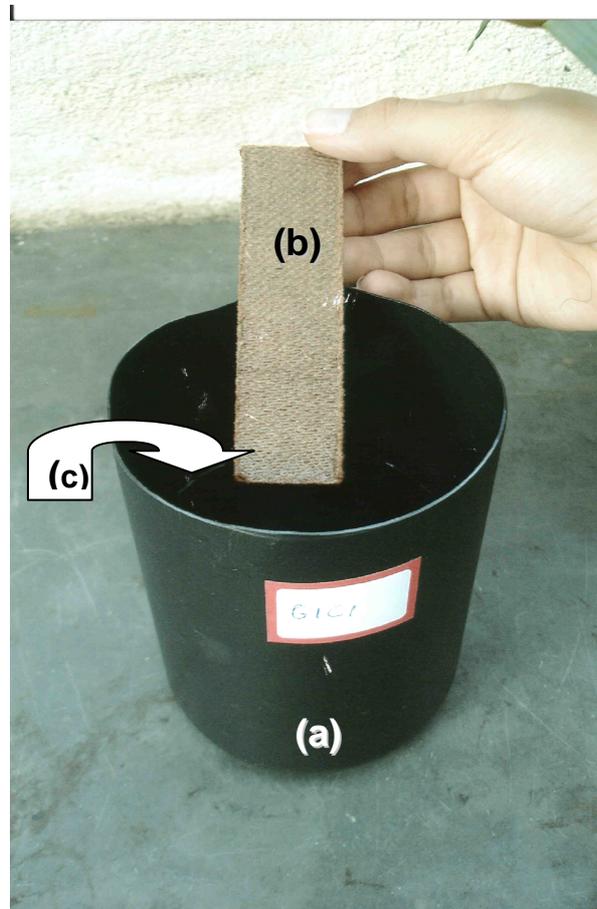


Figura 3: Armadilha para coleta de ovos (Ovitrapa), utilizada no monitoramento do mosquito *Aedes aegypti* em áreas urbanas. (a) Armadilha; (b) substrato de oviposição; (c) atraente de oviposição (água ou infusão de gramínea).

A estimativa da população de insetos é determinada pelo número de ovos depositados nas palhetas. Em programas de vigilância entomológica realizados em áreas urbanas com o auxílio destas armadilhas dois importantes índices são calculados à partir dos dados coletados: O IPO (Índice de positividade de ovitrampas) é a razão entre número de armadilhas positivas divididas pelo número de armadilhas instaladas, e o IDO (Índice de Densidade de Ovos) é estimado pela divisão do número total de ovos encontrado nas

palhetas pelo número de palhetas positivas (GOMES, 1998; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2010a). No entanto, estes índices utilizados não são considerados indicadores de risco de transmissão do dengue, pois não permitem a determinação da densidade da população adulta do vetor (GOMES 1998, FOCKS 2003).

Estas armadilhas são extensivamente utilizadas em aeroportos e portos internacionais e rotineiramente usadas em países desenvolvidos. As armadilhas de oviposição fornecem um método mais sensível e econômico para detectar a presença de *A. aegypti*, em situações onde a densidade populacional é baixa (OPAS, 1986, RAWLINS *et al.*, 1998; BRAGA *et al.*, 2000).

As ovitrampas também podem ser usadas para monitorar populações de *A. aegypti* em períodos longos, especialmente em estudos epidemiológicos (MARQUES *et al.*, 1993). No entanto, as ovitrampas fornecem apenas informações sobre a presença do vetor, não quantificando a densidade vetorial além de apresentarem algumas desvantagens como: necessidade de infraestrutura em laboratório para identificação das formas imaturas; necessidade de treinamento de pessoal; e demanda de muito tempo no processamento das informações (GAMA *et al.*, 2007).

1.5.3- Armadilha para captura de adultos (MosquiTRAP[®]):

Atualmente o Ministério da Saúde não preconiza a utilização de armadilhas para monitoramento dos insetos adultos (SANT'ANA *et al* 2006; GAMA *et al.* 2007). No entanto a densidade populacional do mosquito *A. aegypti* adulto pode ser monitorada através da utilização de armadilhas (FAVARO *et al.*, 2006; SANT'ANA *et al* 2006; GAMA *et al.* 2007).

A armadilha MosquiTRAP[®] é um modelo de armadilha adesiva específica para a captura de fêmeas grávidas de *Aedes* spp. e foi desenvolvida pelo Laboratório de Ecologia Química de Insetos Vetores (LabEQ) do Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais (ICB - UFMG) (EIRAS, 2002; FAVARO *et al.*, 2006; GAMA, 2007). A MosquiTRAP é confeccionada com material plástico na cor preta e com formato cilíndrico, que simula um criadouro (**Fig. 4**), utilizando água e um atraente de oviposição sintético (AtrAedes[®]) desenvolvido

a partir de voláteis de infusões de gramínea (*Panicum maximum*) (EIRAS & SANT'ANA, 2001). O atraente sintético de oviposição é colocado preso ao cartão adesivo, visando aumentar a atratividade da armadilha (GAMA *et al.*, 2007).

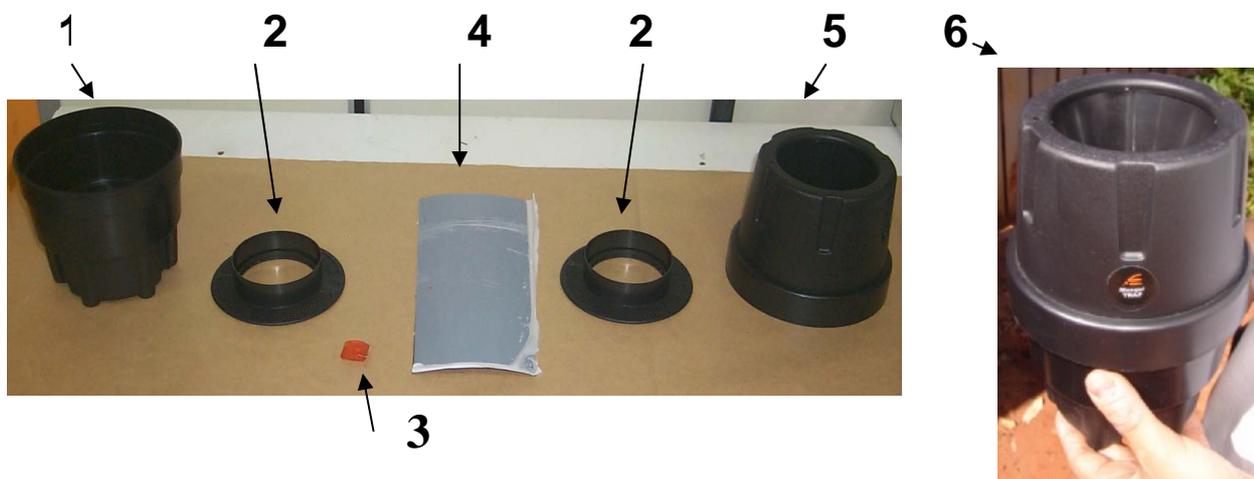


Figura 4: Componentes da armadilha MosquiTRAP[®]: 1- Base e recipiente para água; 2- Suportes do cartão adesivo; 3- Atraente de oviposição (ATRAedes[®]); 4- Cartão adesivo; 5- Tampa; 6- MosquiTRAP[®] montada.

A armadilha captura principalmente fêmeas grávidas e é baseada na estimulação visual (cor preta) e na olfativa (atraente de oviposição) (GAMA *et al.*, 2007). Possui em seu interior um cartão adesivo inodoro de cor preta, que captura as fêmeas em busca de sítios de oviposição após entrarem em contato com a superfície interna da armadilha. Seu desenvolvimento foi baseado em estudos comportamentais relacionados com o ato de oviposição realizado pelas fêmeas que demonstraram que o comportamento de pré-oviposição é caracterizado pelo contato físico da fêmea com o criadouro (GOMES *et al.*, 2006). Ao pousarem ou tocarem na parte interna da MosquiTRAP para ovipor as fêmeas ficam presas no cartão adesivo (GAMA *et al.*, 2007).

Uma das vantagens da armadilha MosquiTRAP sobre a ovitrampa é que a primeira possibilita a identificação do mosquito ainda no campo, agilizando assim, a análise e obtenção dos resultados, uma vez que exclui as etapas de contagem e eclosão dos ovos e posterior identificação das larvas de terceiro e quarto estágio. Esta possibilidade dispensa a rotina de laboratório, necessária

em armadilhas como a ovitrampa, e permite agilizar a obtenção de dados (GAMA *et al.*, 2007).

A eficácia desta armadilha na captura de fêmeas grávidas de *Aedes* spp. foi avaliada em testes de campo realizados no bairro Itapoã, região da Pampulha, município de Belo Horizonte (GAMA *et al.*, 2007). Verificou-se que a MosquiTRAP foi mais sensível em detectar a presença do *A. aegypti* do que a pesquisa larvária e menos sensível do que a ovitrampa. No entanto, a MosquiTRAP mostrou-se mais prática e rápida nas vistorias e na obtenção dos dados, mostrando-se válida para o uso no monitoramento vetorial.

EIRAS *et al.* (2003) também compararam em campo a eficiência da MosquiTRAP, da ovitrampa e da pesquisa larvária na detecção de mosquitos *A. aegypti* no município de Pedro Leopoldo, Minas Gerais. Os autores observaram uma variação de 21,4 a 72,4% e 52,8 a 92,9% nos índices de positividade da MosquiTRAP e da ovitrampa, respectivamente. Foi observada uma elevada correlação (positiva) entre os índices das duas armadilhas, sugerindo que a armadilha para a captura de adultos também pode ser utilizada como uma ferramenta para detecção de mosquitos *Aedes* spp. em programas de monitoramento.

Recentemente, a MosquiTRAP foi comparada com a ovitrampa e o método da pesquisa larvária nas cinco regiões brasileiras, onde dois municípios de cada região foram selecionados, totalizando dez cidades (Manaus, Boa Vista, Fortaleza, Teresina, Natal, Goiânia, Rio de Janeiro, Santos, Foz do Iguaçu e Blumenau) (EIRAS *et al.*, 2006). Um dos objetivos do estudo foi comparar a eficácia da armadilha em diferentes condições de temperatura, precipitação e umidade relativa. Nos dez municípios avaliados, a MosquiTRAP foi mais sensível (índice de positividade) do que a pesquisa larvária na detecção do vetor *A. aegypti* e menos sensível do que a ovitrampa. A ovitrampa apresentou índices de positividade superiores a 75%, sugerindo que esta armadilha é muito sensível e que o seu uso é mais indicado para detectar baixas populações do vetor e não quando a população do vetor já está estabelecida em uma área. No entanto, a MosquiTRAP apresentou vantagens em relação a ovitrampa, uma vez que foi possível obter índices de positividade para diferentes espécies de mosquitos no momento da vistoria da armadilha no campo (EIRAS *et al.*, 2006).

Também foi verificado que os índices entomológicos fornecidos pela MosquiTRAP (índice médio de fêmeas de *A. aegypti* e *A. albopictus*) indicavam que a população de fêmeas de *A. aegypti* estava elevada e que se houvesse circulação viral, poderia haver transmissão da doença. Também foi verificado que a precipitação não influenciou a captura de fêmeas na MosquiTRAP, porém temperaturas inferiores a 22°C e superiores a 28°C influenciaram negativamente a captura de fêmeas de *A. aegypti*. (EIRAS *et al.*, 2006).

FAVARO *et al.* (2006) utilizaram armadilhas MosquiTRAP associadas ao *AtrAedes* em Mirrassol, São Paulo, para verificar qual o melhor local de instalação da armadilha nas residências (peridomicílio ou intradomicílio) e verificaram que a armadilha tem a capacidade de capturar um grande número de fêmeas grávidas de *A. aegypti*, reforçando o seu potencial como uma ferramenta de monitoramento em programas de controle do dengue.

2 - JUSTIFICATIVA

Atualmente a única forma disponível para o controle do dengue é o combate ao vetor, uma vez que não existe vacina ou mesmo drogas antivirais específicas (FUNASA, 2002; GUBLER, 1989; WHO, 1997; WHO, 2001).

De acordo com REITER (2007) o comportamento dos mosquitos em campo é um fator dominante na epidemiologia das doenças transmitidas por eles. Atividades como cópula, escolha de hospedeiro, alimentação, dispersão, oviposição e descanso variam muito entre diferentes espécies, e até entre a mesma espécie em diferentes regiões.

A complexidade das dinâmicas relacionadas ao comportamento do *A. aegypti* e à transmissão do dengue tem motivado pesquisadores a realizarem estudos sobre os múltiplos fatores relacionados à circulação e persistência do vírus nas comunidades humanas (MORATO *et al.*,2005). Segundo estes autores, apesar do progresso que já foi feito neste campo, ainda há muito que aprender para garantir uma proteção mais efetiva para a população.

Neste sentido fica evidente a importância da realização de estudos comportamentais de fêmeas de *A. aegypti* que nos permitam conhecer melhor a biologia deste vetor, pois só assim é possível traçar estratégias de controle eficientes. O comportamento de oviposição é especialmente relevante neste contexto, já que a dispersão dos insetos parece estar intimamente relacionada com a busca de sítios de oviposição pelas fêmeas e que a dispersão do vetor também pode dispersar o vírus do dengue para a população humana.

Uma maior compreensão do comportamento de oviposição, além de fornecer novos conhecimentos sobre a história natural dos mosquitos, também levaria a técnicas mais refinadas e eficientes de vigilância e práticas de controle do dengue (HARRINGTON, 2008).

Portanto o presente trabalho visou estudar detalhadamente o comportamento de oviposição do *A. aegypti*, especialmente sobre a “oviposição em saltos”. Desta forma, os resultados poderão induzir a elaboração de novas estratégias para combater o vetor e conseqüentemente reduzir a transmissão do dengue.

3 - OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral:

- Estudar em laboratório e semi-campo o comportamento de “oviposição em saltos” das fêmeas de *Aedes aegypti* em diferentes densidades de criadouros e na presença e ausência da armadilha MosquiTRAP.

3.2 Objetivos específicos:

- Verificar se as fêmeas de *A. aegypti* demonstram algum padrão na distribuição de seus ovos.
- Comparar o padrão de distribuição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* em condições de laboratório e semi-campo com dados da literatura.
- Avaliar o número de ovos depositados na água e no substrato e comparar com dados da literatura.
- Verificar o número médio de criadouros que as fêmeas de *A. aegypti* utilizam para distribuírem seus ovos, em diferentes densidades de criadouros.
- Avaliar o efeito da armadilha MosquiTRAP na distribuição de ovos e colonização de criadouros quando diferentes densidades de criadouros são oferecidos para as fêmeas de *A. aegypti*.
- Avaliar o tempo gasto na captura das fêmeas de *A. aegypti* pela armadilha MosquiTRAP em diferentes densidades de criadouros.

4 - MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Criação e manutenção do mosquito *Aedes aegypti* em condições de laboratório:

A colônia de mosquitos *A. aegypti* que foi utilizada nos experimentos é mantida no LabEQ (ICB/UFMG), desde o ano de 2007. Para o presente trabalho foram utilizadas as gerações F6 e F7.

Os ovos que deram origem à colônia foram coletados no Campus Pampulha da UFMG (Belo Horizonte, MG), por meio de armadilhas de oviposição (ovitrampa). Testes preliminares (RT-PCR) foram realizados pelo Laboratório de Vírus do Depto de Microbiologia da UFMG, para verificar se os ovos coletados estavam infectados com o vírus do dengue. Para os testes foi utilizada uma amostra (“pool”) de 50 larvas de 3º e 4º estádios. Uma vez confirmada que as larvas não estavam infectadas, foi estabelecida uma colônia de *A. aegypti* em laboratório.

A sala de criação foi mantida a $27 \pm 1^\circ\text{C}$, 75 a 80% de umidade relativa (U.R.) e 12L:12E de fotoperíodo (EIRAS & JEPSON, 1991). Os mosquitos adultos foram mantidos em gaiolas (30x30x30cm) com tela fina e alimentados com solução açucarada (10% sacarose). Uma gaiola de seleção foi utilizada para separação das fêmeas e o repasto sanguíneo foi realizado em alimentador artificial utilizando sangue de ave obtido em abatedouro, acrescido do anticoagulante heparina. As larvas foram mantidas em cubas plásticas com água (aproximadamente 5 cm de profundidade) e alimentadas com ração para répteis (ReptoLife®) até atingirem o estágio de pupa. As pupas foram coletadas diariamente e transferidas para a gaiola de criação de adultos.

Somente fêmeas adultas de 5 a 10 dias de idade cronológica e 3 dias após repasto sanguíneo (período necessário para a maturação dos ovos) foram utilizadas nos experimentos (Gomes *et al.* 2006).

4.2. Área experimental:

Condições de laboratório: Quatro caixas de acrílico transparente (dimensões 150x50x41cm) foram utilizadas para a realização dos testes em sala climatizada (temperatura $27 \pm 1^\circ\text{C}$, 70 a 80% de umidade relativa). Um

timer foi utilizado para manter um fotoperíodo de 12L:12E (EIRAS & JEPSON, 1991) (Fig. 5)

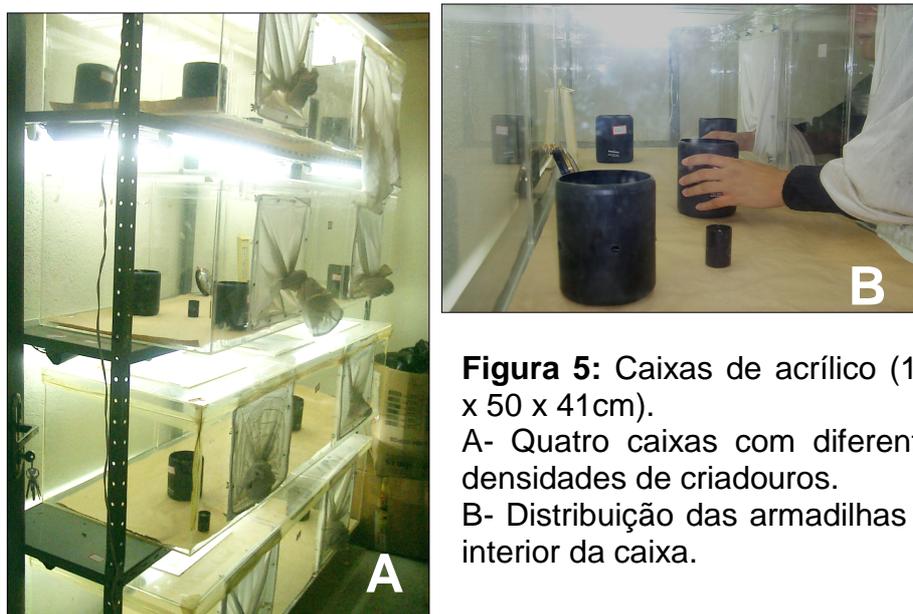


Figura 5: Caixas de acrílico (150 x 50 x 41cm).
A- Quatro caixas com diferentes densidades de criadouros.
B- Distribuição das armadilhas no interior da caixa.

Condições de Semi-campo: Uma área de 14 x 7 x 3,5 m foi construída na área externa, do prédio do ICB - UFMG para a realização de testes comportamentais do mosquito *A. aegypti* (Fig. 6) (ROQUE & EIRAS, 2008). A área experimental possuía toda a sua extensão lateral protegida por tela fina (malha 72; 1mm) que evitava a entrada de insetos e impedia que os mosquitos que estavam sendo avaliados escapassem para a área externa. A tela foi instalada acima do nível do solo, sobre uma parede de alvenaria (37 cm altura) construída ao redor da área experimental. O teto foi coberto com plástico transparente, permitindo o acesso de luz natural no ambiente e evitando assim a entrada de água nos dias de chuva. Um plástico transparente (1 m altura) colocado internamente revestia as paredes da área experimental em toda sua extensão, com o objetivo de diminuir a influência das correntes de ar. O piso foi coberto por brita e um termohigrômetro instalado no centro da área experimental monitorou continuamente a temperatura e umidade relativa da área de teste. Uma sala contendo as gaiolas de acrílico foi construída. Uma bancada com pia foi instalada para manipulações em geral.

Oito gaiolas (2,5 x 2,5 x 2,0 m, cada) foram instaladas no interior da área experimental, permitindo assim a realização de oito experimentos simultaneamente (Fig. 7).



Figura 6: Vista externa da área experimental (semicampo), onde foram realizados os testes de comportamento de oviposição das fêmeas grávidas de *Aedes aegypti*.

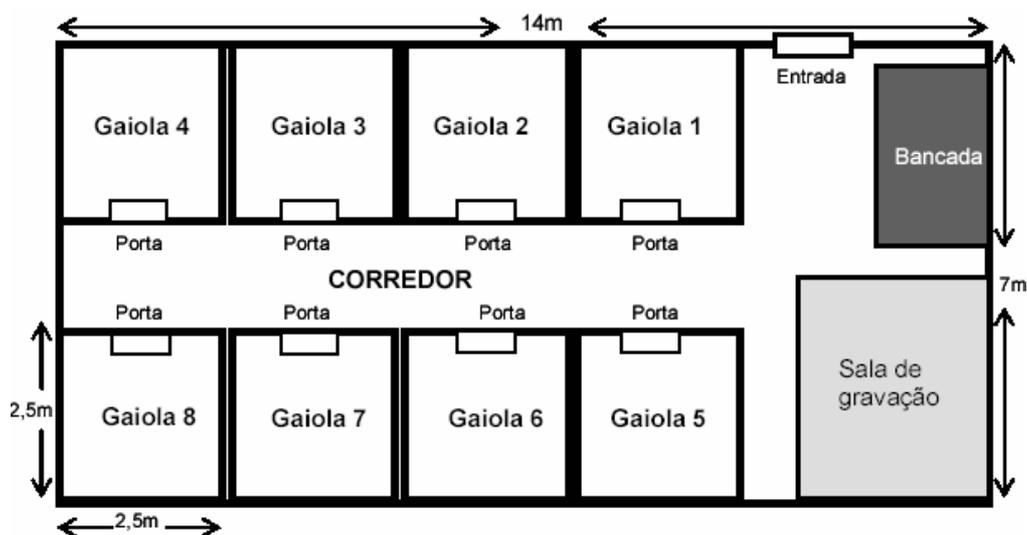


Figura 7: Esquema da área experimental (semicampo) mostrando a disposição das gaiolas de teste e anexos (sala de gravação e bancada). (Fonte: ROQUE & EIRAS, 2008).

As gaiolas (paredes e teto) foram confeccionadas de tecido (voal) branco. A entrada das gaiolas continha um zíper para facilitar a entrada e saída do experimentador, bem como para impedir que os insetos escapassem (**Fig. 8**). Os experimentos foram conduzidos em temperatura e umidade relativa do ar variando de acordo com o ambiente, com amplitudes diárias máxima de 20 a 31 °C e 50 a 100% U.R.



Figura 8: Vista interna da área experimental (Semi-campo). Detalhe das gaiolas de teste onde as fêmeas grávidas de *Aedes aegypti* foram avaliadas.

Foram realizadas avaliação e calibração prévia das condições de semi-campo para testes comportamentais do *A. aegypti* (ROQUE & EIRAS, 2008).

4.3. Delineamento experimental

Os testes realizados foram divididos em três experimentos (experimento 1, 2 e 3), de acordo com as condições as quais as fêmeas de *A. aegypti* foram expostas:

4.3.1- Experimento 1 – Condições de laboratório: Distribuição dos ovos pelas fêmeas de *Aedes aegypti* em diferentes densidades de criadouros em condições de laboratório

Neste experimento foram utilizadas quatro caixas de acrílico (**Fig. 5**).

Em cada caixa de acrílico (150x50x41cm) foi liberada uma única fêmea grávida que permanecia 96 horas no interior da caixa. Segundo testes preliminares, este foi o período necessário para que mais de 90% dos ovos fossem depositados. No interior de cada caixa foram colocadas armadilhas de oviposição (ovitrampa), em diferentes densidades, simulando criadouros. As densidades de 1, 2, 4, 8 e 16 armadilhas de oviposição (criadouros) foram avaliadas. Cada densidade foi denominada 'tratamento' (**Fig. 9**). Para cada

densidade de criadouros foram realizadas 12 repetições. As palhetas de cada armadilha foram identificadas individualmente com o auxílio de etiquetas. As armadilhas foram distribuídas de forma homogênea dentro de cada caixa e eqüidistantes entre si, quando possível. As posições dos criadouros foram mantidas constantes para posterior avaliação de preferência por posição/criadouro (Fig. 9). Um recipiente contendo solução açucarada a 10% embebida em algodão foi fornecido como alimento para os insetos durante a realização do experimento. Um termo-higrômetro foi instalado na sala de realização dos testes para monitoramento das condições de temperatura e umidade durante todo o experimento.

Após 96 horas de início dos experimentos, as palhetas e a água presentes em cada armadilha eram cuidadosamente recolhidas, identificadas, e levadas ao laboratório. Para obter a distribuição dos ovos em cada criadouro realizou-se a contagem dos ovos presentes na água e na palheta de cada ovitrapa com auxílio de um contador manual e um microscópio estereoscópico (20x).

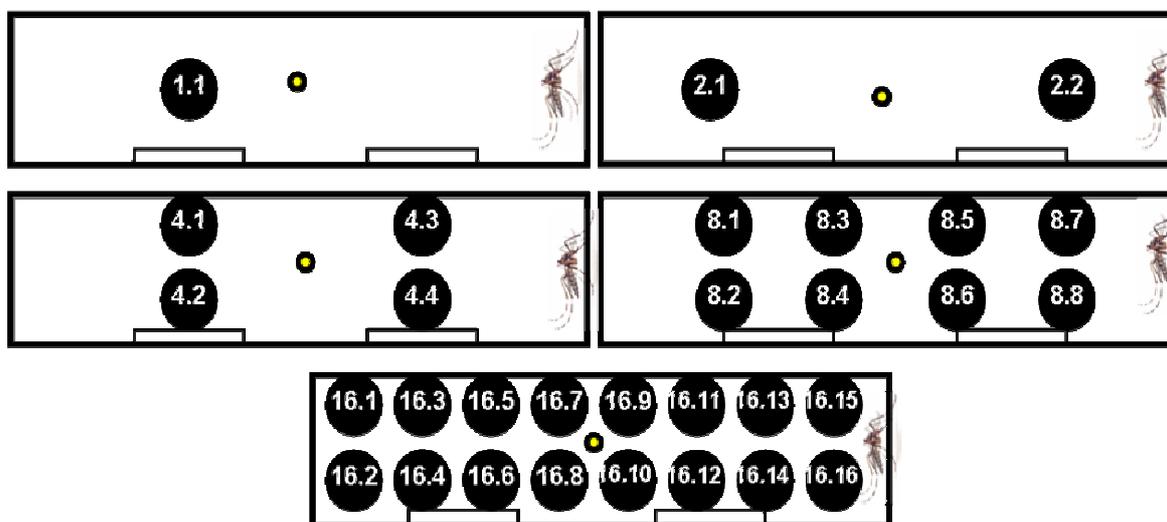


Figura 9: Representação da distribuição dos tratamentos (1, 2, 4, 8 e 16 criadouros) e da posição destes criadouros no interior das caixas de acrílico. (Legenda: ● criadouro (Ovitrapa)/● Solução. açucarada).

4.3.2- Experimento 2 – Condições de Semi-campo na ausência da MosquiTRAP: Distribuição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* em diferentes densidades de criadouros em condições de semi-campo e na ausência da armadilha MosquiTRAP

Este teste foi conduzido no interior de quatro gaiolas de tecido (2,5 x 2,5 x 2m) (Roque & Eiras, 2008). Os seguintes tratamentos foram avaliados individualmente: 2, 4, 8 e 16 criadouros por gaiola (**Fig. 10**). Foram realizadas 15 repetições para cada um dos tratamentos. As posições dos criadouros foram mantidas constantes para posterior avaliação de preferência por posição/criadouro. A metodologia utilizada foi a mesma descrita no experimento anterior (Experimento 1: condições de laboratório). No entanto, a cada repetição foi feito um rodízio dos tratamentos nas gaiolas. O delineamento experimental foi, portanto, em blocos inteiramente casualizados. Para maior homogeneidade visual cada gaiola recebia 16 ovitrampas (criadouros), sendo que apenas as armadilhas teste (tratamentos 2, 4, 8 ou 16) recebiam água (**Fig. 10**). Um termo-higrômetro foi instalado na área do testes e monitorou as condições de temperatura e umidade durante todo o experimento.

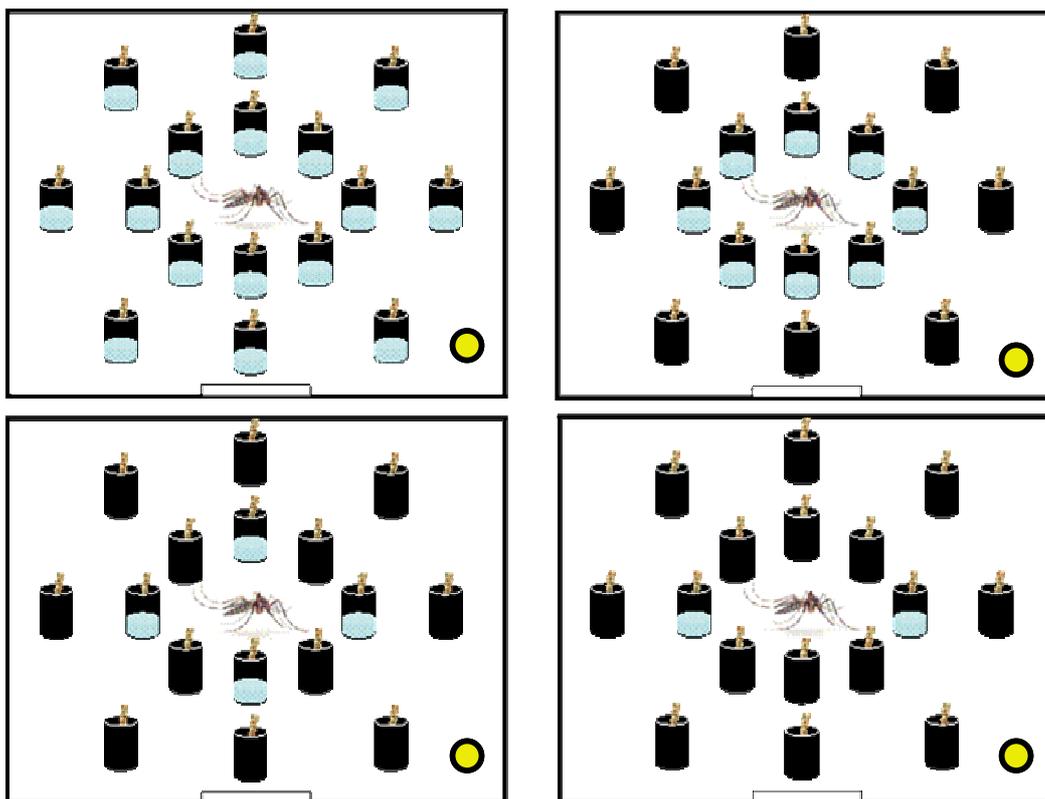
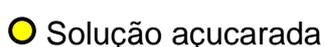
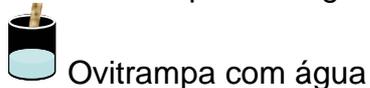
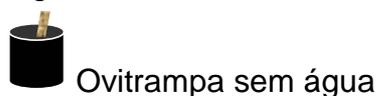


Figura 10: Diagrama da distribuição das armadilhas ovitrampa com e sem água de cada tratamento/densidade de criadouros. Legendas:



4.3.3- Experimento 3 – Condições de Semi-campo na presença da MosquiTRAP: Efeito da armadilha MosquiTRAP na distribuição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo

Este experimento também foi conduzido no interior das quatro gaiolas de 2,5 x 2,5 x 2,0 metros (condições de semi-campo) sendo avaliado individualmente os seguintes tratamentos: 2, 4, 8 e 16 criadouros por gaiola.

A metodologia utilizada foi a mesma utilizada no experimento 2, no entanto, foram instaladas no centro de cada gaiola uma armadilha MosquiTRAP circundada pelas diferentes densidades de criadouros (tratamentos) (**Fig. 11**). Ao longo das 96 h de cada uma das 15 repetições realizadas eram feitas duas vistorias da armadilha MosquiTRAP por dia: A primeira às 8:00 h e a segunda às 18:00 h para verificar se as fêmeas haviam sido capturadas. Após a captura ou após as 96 horas de experimento (caso a fêmea não tivesse sido capturada) desmontava-se o experimento e recolhia-se palhetas e água para contabilização como descrito nos experimentos 1 e 2.

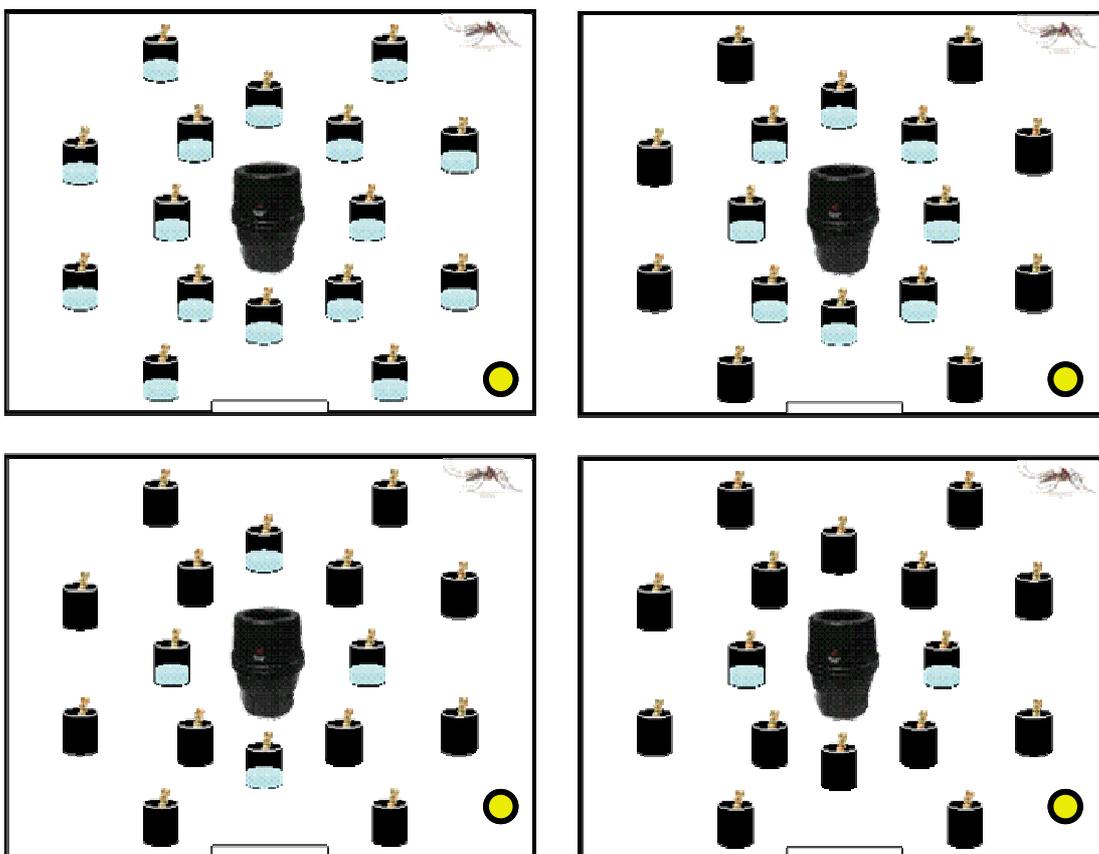
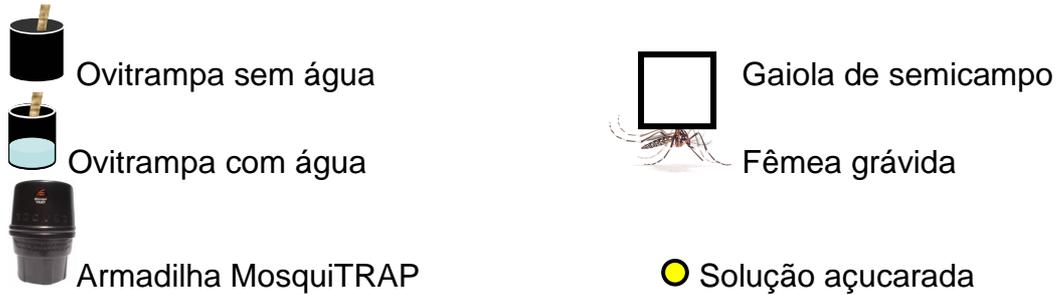


Figura 11: Diagrama de distribuição das armadilhas ovitrampa com e sem água de cada tratamento/densidade e da MosquiTRAP. Legenda:



4.4 Parâmetros avaliados

Os seguintes parâmetros foram avaliados:

- a) Homogeneidade dos criadouros e posições dentro das caixas de acrílico e gaiolas de semi-campo: Para cada experimento (1 – condições de laboratório; 2 – condições de semi-campo na ausência e 3 – na presença na armadilha MosquiTRAP) as posições de cada um dos criadouros foram avaliadas para verificar a homogeneidade dentro das áreas experimentais;
- b) Número médio de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti*: Foram comparadas as médias de ovos depositadas pelas fêmeas de *A. aegypti* entre as densidades de criadouros e entre os três experimentos;
- c) Número médio de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti*: Avaliou-se o número de criadouros que as fêmeas utilizam para depositarem seus ovos em cada densidade de criadouro disponível. As média dos experimentos 1 e 2 foram comparadas, assim como a dos experimentos 2 e 3, no intuito de verificar se as diferenças de condições (laboratório VS. Semi-campo e ausência da MosquiTRAP VS. presença da MosquiTRAP) influenciam a quantidade de criadouros utilizados para deposição dos ovos.
- d) Padrão de distribuição de ovos pelas fêmeas de *A. aegypti*: O número de ovos presentes em cada um dos criadouros positivos foi dividido nas categorias 1 a 11; 12 a 30; 31 a 60; e mais de 60 ovos. Foi determinada a frequência de cada categoria em função da densidade de criadouros (tratamentos), nos experimento 1 e 2.

e) Porcentagem de ovos depositados no “criadouro predileto”: Foi verificada a porcentagem média de ovos que foram depositados no criadouro com maior oviposição, em cada tratamento e em cada repetição. Este parâmetro foi avaliado nos experimentos 1 e 2.

f) Porcentagem de ovos de *A. aegypti* depositados na água e na palheta: Foi realizada quantificação e comparações entre a porcentagem de ovos depositados na água e na palheta, em função da densidade de criadouros e das condições dos experimentos 1 e 2.

g) Tempo de captura das fêmeas de *A. aegypti* pela armadilha MosquiTRAP: O tempo de captura gasto pela armadilha MosquiTRAP foi determinado em função da densidade de criadouros presentes, no experimento 3.

4.5. Análises estatísticas

Para análise estatística dos dados foi utilizado o programa Minitab 15 English. Os dados foram submetidos ao teste de normalidade Anderson-Darling. Somente para análise dos dados referente à quantidade de ovos depositados na água e na palheta utilizou-se também o teste de normalidade de Kolmogorov-Smirnov, por ser mais tolerante. Caso a distribuição fosse normal os resultados eram submetidos ao teste de t para amostras independentes ou ao teste ANOVA seguido do teste de Tukey a nível de significância de 5%, para comparação das médias. Caso a distribuição não seguisse o padrão de normalidade, os resultados eram submetidos ao teste de Mann-Whitney ou ao teste de Kruskal-Wallis seguidos do teste de Dunn a nível de significância de 5%, para comparação das médias. Os dados expressos em porcentagem, foram transformados em arc-seno para normalizar a distribuição e estabilizar as variâncias, antes da realização as análises. Os testes de regressão foram feitos através do programa Microsoft Excel do pacote Office 2003. (HOLLANDER & WOLFE, 1973; SOARES & COMINI, 2002; TRYOLA, 2008).

5 – RESULTADOS

5.1. Experimento 1: Condições de laboratório

5.1.1 – Homogeneidade dos criadouros e das posições dentro das caixas de acrílico.

Densidade de 2 criadouros: O total de ovos depositados no criadouro 2.1 foi 663 (73,8%) e variou de 2 a 83 e no criadouro 2.2 foi 235 ovos (26,2%) e variou de 0 a 112, nas 12 repetições realizadas. O criadouro na posição 2.1 recebeu significativamente maior número de ovos do que o outro criadouro, o que demonstra que esta posição foi favorecida dentro da caixa de acrílico (**Fig. 12**). As posições de cada um dos criadouros estão expressas na figura 9.

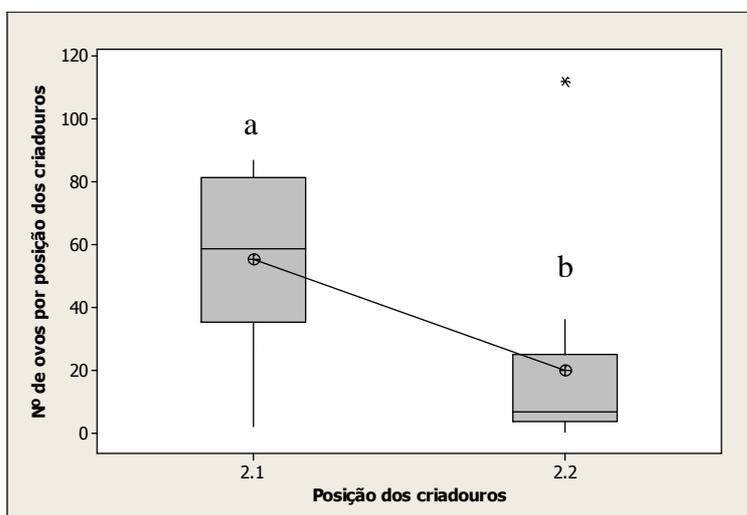


Figura 12: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos dois criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

Densidade de 4 criadouros: O total de ovos depositados nos criadouros 4.1, 4.2, 4.3, e 4.4 foi, respectivamente, 231 (30,2%); 154 (20,1%); 180 (23,6%) e 200 (26,1%). Neste tratamento não houve diferença significativa entre o número de ovos depositados nas quatro posições dos criadouros dentro da caixa acrílica, confirmando sua homogeneidade (**Fig. 13**).

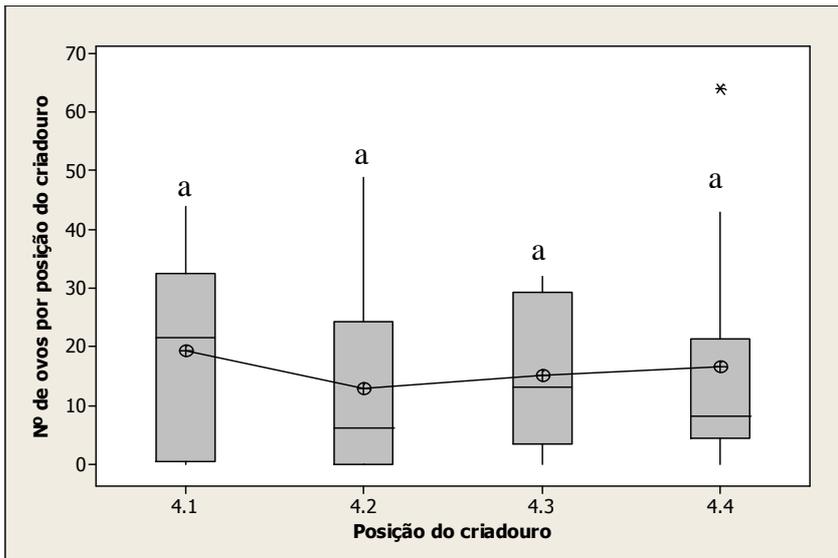


Figura 13: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos quatro criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Densidade de 8 criadouros: Houve diferença significativa do número de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti* em função da posição dos criadouros dentro das caixas de acrílico. O criadouro na posição 8.2 recebeu significativamente menor postura do que o criadouro posicionado em 8.7. As demais posições não apresentaram diferença significativa entre si (**Fig. 14**).

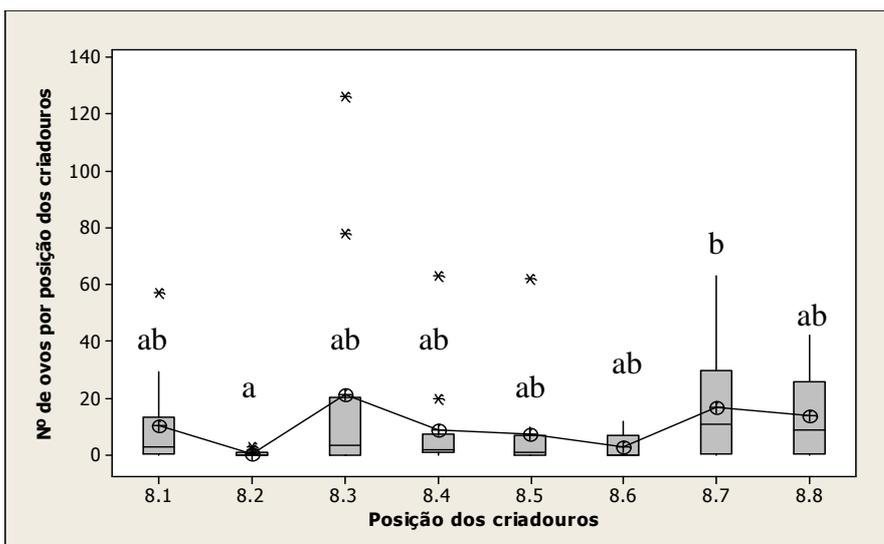


Figura 14: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos oito criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras diferentes

indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Densidade de 16 criadouros: O total de ovos depositados nos 16 criadouros/posições dentro da caixa acrílica variou de três ovos, na posição 16.11 a 180 ovos na posição 16.8. No entanto não houve diferença estatisticamente significativa entre nenhuma das posições, o que se mostram homogêneas (**Fig. 15**).

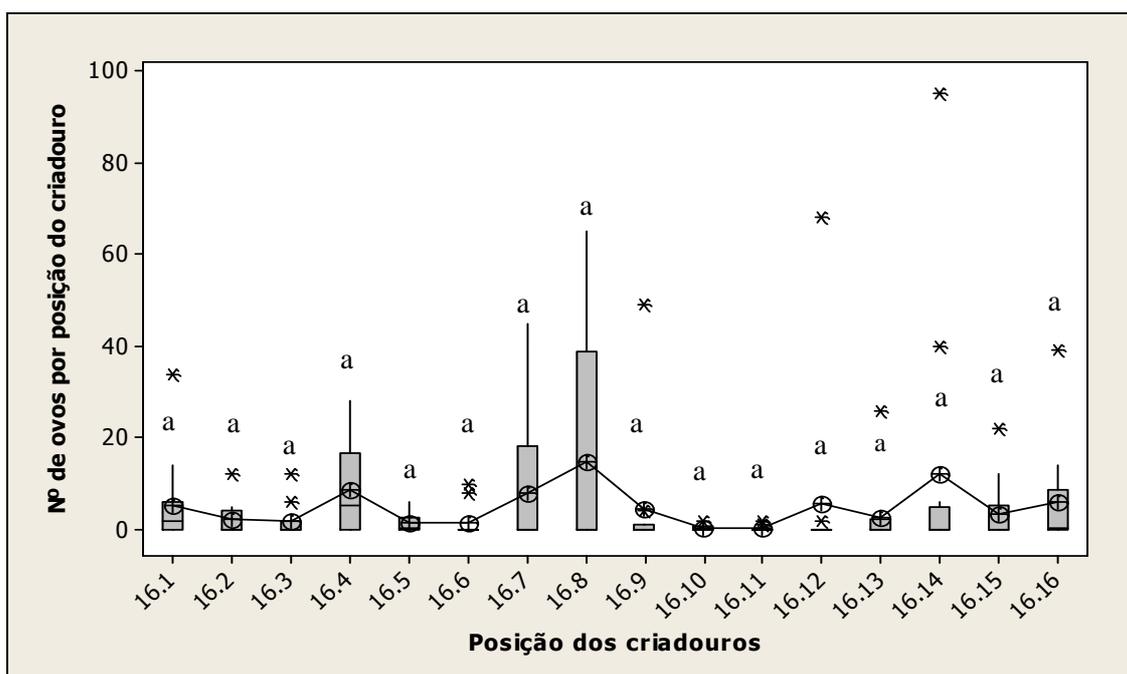


Figura 15: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos 16 criadouros/posições disponíveis, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

5.1.2 Número de ovos de *Aedes aegypti* depositados por tratamento e por experimento

Nos ensaios realizados em laboratório foi coletado o total de 4.470 ovos nas doze repetições realizadas nas caixas de acrílico. O número de ovos depositados por fêmea/repetição nos tratamentos oscilou entre o mínimo de 41 e o máximo de 142. Observou-se uma grande variação no número de ovos depositados por cada fêmea e no desvio padrão que variou aproximadamente de 13 a 31 ovos/fêmea.

A média de ovos de *A. aegypti* por tratamento variou entre 64 a 82 ovos e não foi observada diferença significativa entre as médias de ovos depositados pelas fêmeas em função do número de criadouros disponíveis na caixa (**Fig. 16**).

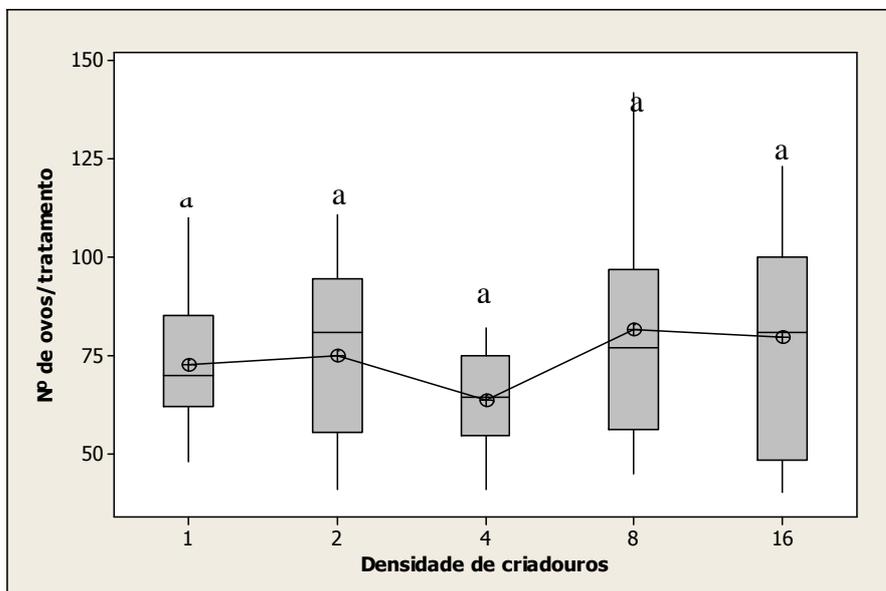


Figura 16: Boxplot do número de ovos depositados por *Aedes aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de laboratório. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste ANOVA ($p < 0,05$).

5.1.3 - Número de criadouros colonizados pelas fêmeas

Nos tratamentos com mais de um criadouro disponível (2, 4, 8 e 16 criadouros) 46 das 48 fêmeas testadas (95,8%) distribuíram seus ovos em mais de um criadouro, caracterizando o skip-oviposition ou oviposição em saltos. O número de criadouros utilizados pelas fêmeas de *A. aegypti* variou em função da quantidade de criadouros disponíveis. Foram observadas diferentes porcentagens de fêmeas utilizando diferentes quantidades de criadouros. No tratamento '2 criadouros' a maior parte das fêmeas (91,7%) ovipositaram nos dois criadouros disponíveis. No tratamento '4 criadouros', 41,6% das fêmeas utilizaram os quatro criadouros para deposição dos ovos. No tratamento '8 criadouros' 41,7% das fêmeas utilizaram seis criadouros, sendo que nenhuma fêmea utilizou os oito criadouros disponíveis. No tratamento '16 criadouros' 25% das fêmeas depositaram seus ovos em quatro criadouros e 25% em cinco

criadouros. O número máximo de 10 criadouros foi utilizado por uma fêmea para deposição dos ovos (**Tab. 1**).

Tabela 1: Freqüência (%) de fêmeas por número de criadouros utilizados para deposição dos ovos, para cada tratamento, em condições de laboratório.

Criadouros utilizados	Densidade de criadouros				% de fêmeas / Nº de criadouros utilizados
	2	4	8	16	
1	8.3	8.3	–	–	
2	91.7	16.7	16.7	8.3	
3		33.3	8.3	–	
4		41.6	–	25	
5			25	25	
6			41.7	16.7	
7			8.3	–	
8			–	8.3	
9				8.3	
10				8.3	
11				–	
12				–	
13				–	
14				–	
15				–	
16				–	

O número médio de criadouros colonizados nos tratamentos ‘1, 2, 4, 8 e 16 criadouros’ foi, respectivamente 1; 1,9; 3; 4,9; e 5,7 criadouros, com os respectivos desvios padrão 0; 0,28; 0,99; 1,67 e 2,3. Apesar do elevado número de criadouros oferecidos nos tratamentos ‘8 e 16 criadouros’, as médias de criadouros colonizados pelas fêmeas nestas densidades foram aproximadamente cinco e seis, respectivamente. Foi observado diferença significativa entre o tratamento ‘1 criadouro’ e os demais tratamentos e entre ‘2 criadouros’ VS. ‘8 criadouros’ e VS. 16 criadouros’ (**Fig. 17**).

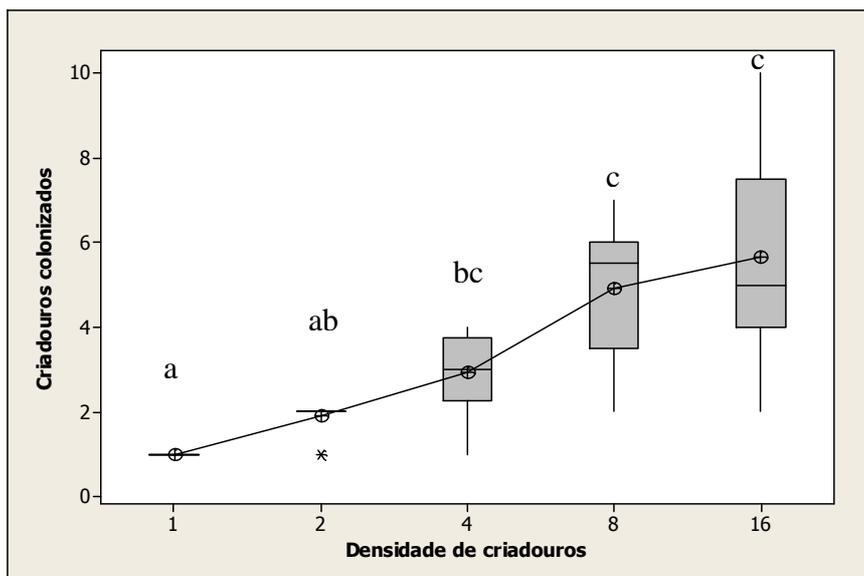


Figura 17: Boxplot do número de criadouros colonizados por fêmeas de *A. aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-walis ($p < 0,05$).

Obteve-se uma forte correlação do aumento do número de criadouros colonizados em função da densidade de criadouros disponíveis (**Fig. 18**).

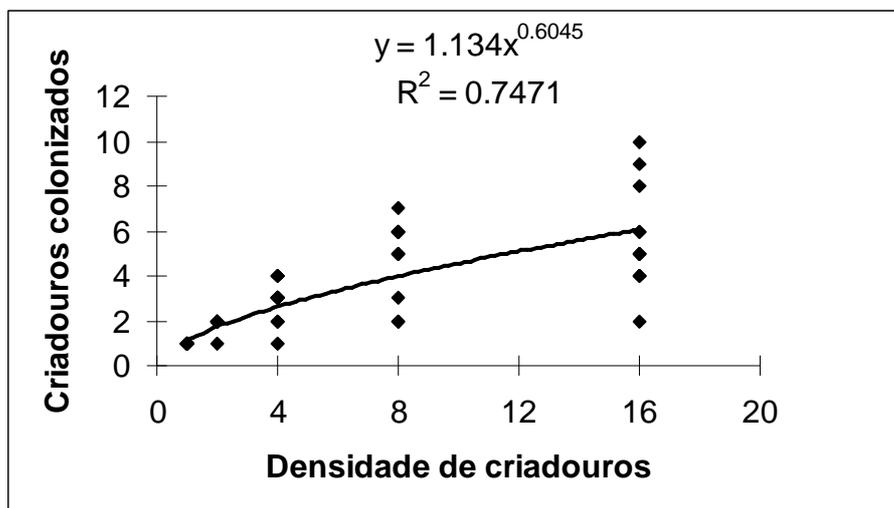


Figura 18: Aumento do número de criadouros colonizados em função da densidade de criadouros disponíveis, demonstrado por regressão potencial.

Os resultados sugerem que à medida que o número de criadouros oferecidos aumenta, o número de criadouros colonizados também aumenta, mas tende a se estabilizar quando são oferecidos mais de oito criadouros.

5.1.4- Padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* ao longo dos criadouros disponíveis

Durante a realização dos experimentos verificou-se que apesar da grande variação individual observada no número de ovos depositados e na quantidade de criadouros utilizados por cada fêmea testada, dois padrões foram recorrentes em todos os tratamentos:

- A tendência das fêmeas de *A. aegypti* depositarem a maior porcentagem de seus ovos em apenas um dos criadouros disponíveis (discutido no item 5.5) e, apesar disso,

- A tendência das fêmeas distribuírem o restante dos ovos em vários dos criadouros disponíveis, depositando apenas uma pequena parte destes ovos em cada criadouro.

Portanto, foi observado que a distribuição dos ovos não ocorre de maneira igualitária entre os criadouros, já que um deles recebia a maior parte dos ovos enquanto os outros (quando presentes) recebiam uma quantidade muito inferior. Esta tendência se acentuou em função do aumento da densidade de criadouros, como será mostrado adiante. Para isso os criadouros positivos foram divididos em quatro categorias: Criadouros que receberam de 1 a 11 ovos; Criadouros que receberam de 12 a 30 ovos; Criadouros que receberam de 31 a 60 ovos, e criadouros que receberam mais de 60 ovos, em cada uma das repetições realizadas. Os resultados estão mostrados a seguir, para cada tratamento, nas condições de laboratório.

Densidade de 2 criadouros: Sete (58,3%) das 12 fêmeas testadas, depositaram de 1 a 11 ovos em um dos criadouros disponíveis enquanto o outro criadouro recebeu de 36 a 112 ovos, o que evidenciou a distribuição não igualitária dos ovos entre os criadouros disponíveis, em cada repetição.

As categorias que apresentaram maior frequência de criadouros foram 1 a 11 e mais de 60 ovos (**Fig. 19**). Foi verificado um forte ajuste de regressão da frequência de criadouros em função da quantidade de ovos recebida por eles.

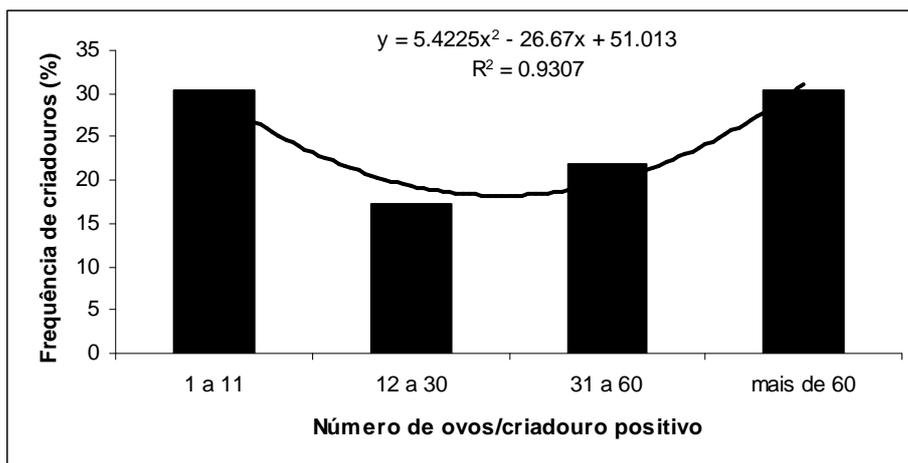


Figura 19: Regressão polinomial e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 2 criadouros, em condições de laboratório.

Densidade de 4 criadouros: Nove das 12 fêmeas testadas (75%), distribuíram de 1 a 11 ovos em alguns criadouros enquanto os criadouro competidores receberam de 15 a 64 ovos.

Do total de 37 criadouros que receberam ovos, 13 (35,1%) receberam de 1 a 11 ovos. Para esta densidade de criadouros as categorias que apresentaram maior frequência foram 1 a 11 ovos (35,1%) e 12 a 30 ovos (37,8%) (**Fig. 20**).

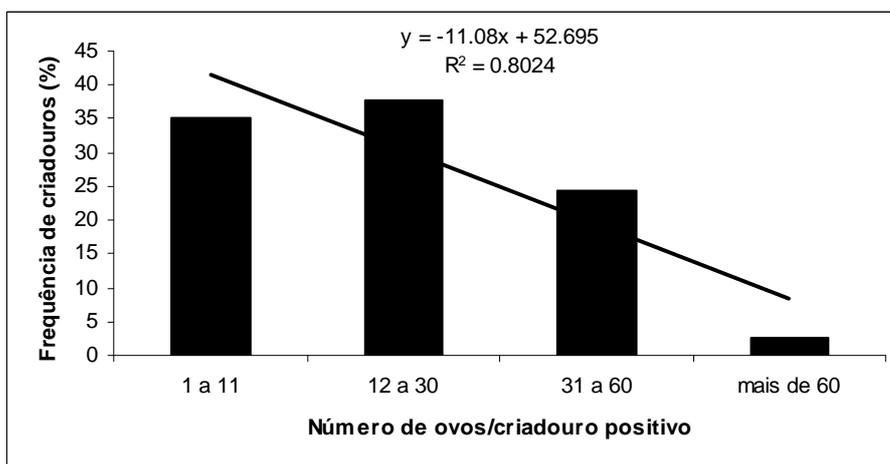


Figura 20: Regressão linear e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 4 criadouros, em condições de laboratório.

O aumento do número de criadouros disponíveis resultou na diminuição da frequência de criadouros com mais de 60 ovos, e aumento nos criadouros

com 1 a 11 e 12 a 30 ovos, indicado pelo forte ajuste de correlação linear (**Fig. 20**).

Densidade de 8 criadouros: Todas as fêmeas testadas depositaram de 1 a 11 ovos em pelo menos um dos oito criadouros disponíveis. Do total de 59 criadouros que receberam ovos, 37 (62,7%) receberam de 1 a 11 ovos que foi a categoria predominante (**Fig. 21**). As demais categorias tiveram suas frequências muito reduzidas.

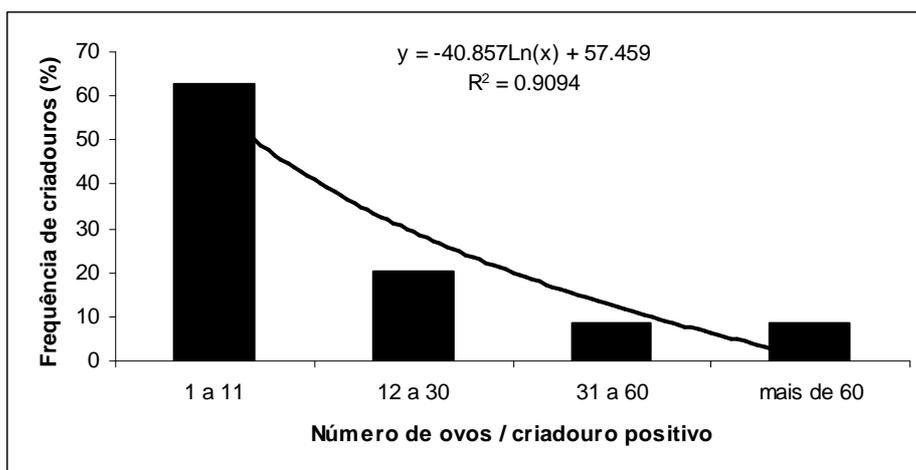


Figura 21: Regressão logarítmica e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 8 criadouros, em condições de laboratório.

Observa-se que o aumento da densidade de criadouros aumenta a frequência de criadouros que recebem de 1 a 11 ovos o que resulta na “pulverização” de ovos de *A. aegypti*. Porém, como será discutido adiante, esta “pulverização” não significa que a distribuição destes ovos seja igualitária entre os criadouros. Observa-se que enquanto alguns criadouros recebiam de 1 a 11 ovos, outros na mesma repetição receberam até 126 ovos.

Densidade de 16 criadouros: Todas as fêmeas testadas depositaram de 1 a 11 ovos em pelo menos um dos 16 criadouros disponíveis. Do total de 69 criadouros que receberam ovos, 45 (65%) receberam de 1 a 11 ovos que foi, mais uma vez, a categoria predominante em detrimento das demais categorias (**Fig. 22**). Os demais criadouros receberam de 12 a 95 ovos.

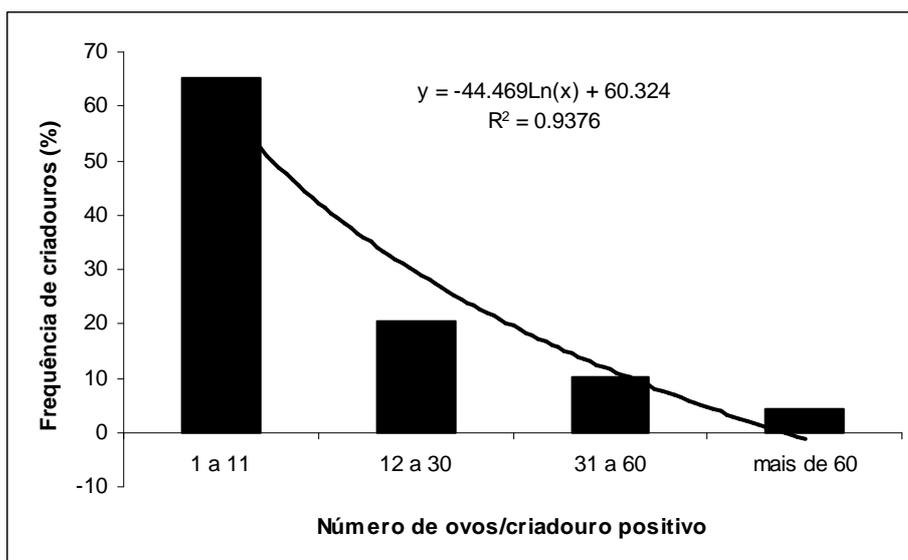


Figura 22: Regressão logarítmica e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 16 criadouros, em condições de laboratório.

Novamente o aumento da densidade de criadouros disponíveis resultou na pulverização dos ovos, com um grande número de criadouros recebendo poucos ovos (1 a 11). Porém a distribuição também não ocorreu de maneira igualitária, como será discutido adiante.

5.1.5 Número de ovos no criadouro “predileto”

Foi observado que apesar da maioria dos criadouros positivos terem recebido de 1 a 11 ovos, um dos criadouros sempre recebia a maior parte dos ovos (mais de 40%) a cada repetição. O criadouro que continha a maior quantidade de ovos dentre os criadouros positivos, em cada tratamento e em cada repetição foi denominado aqui de **criadouro “predileto”**.

Não foram considerados os dados das repetições em que a fêmea colocou todos os seus ovos (100%) em apenas um criadouro. Por esta razão o tratamento ‘1 criadouro’ também foi desprezado das análises.

A porcentagem de ovos depositados no criadouro “predileto” variou de 35,1% a 98,8%. As médias variaram de 56,1% ± 11 a 84% ± 14,5 . Do total de 46 repetições consideradas, 35 (76%) dos criadouros “prediletos” continham

50% ou mais do total de ovos depositados naquela repetição, e 45 (97,8%) continham 40% ou mais do total de ovos. Estes resultados mostram a tendência de as fêmeas de *A. aegypti* escolherem um criadouro, dentre os demais disponíveis, para depositarem a maior porcentagem dos ovos. Os outros criadouros receberam, na sua maioria, de 1 a 11 ovos como foi demonstrado nos resultados da sessão 5.4.

Todos os tratamentos apresentaram distribuição normal e observou-se que as porcentagens médias de ovos depositados no “criadouro predileto” em densidades de criadouros de 4, 8 e 16 foram semelhantes, e variaram de 56 a 63% dos ovos. A média percentual de ovos depositados no criadouro predileto na densidade de 2 criadouros oferecidos (83,9% dos ovos) foi significativamente superior às demais densidades (**Fig. 23**), o que significa que quando há apenas dois criadouros disponíveis, as fêmeas tendem a colocar ainda mais ovos em apenas um destes criadouros.

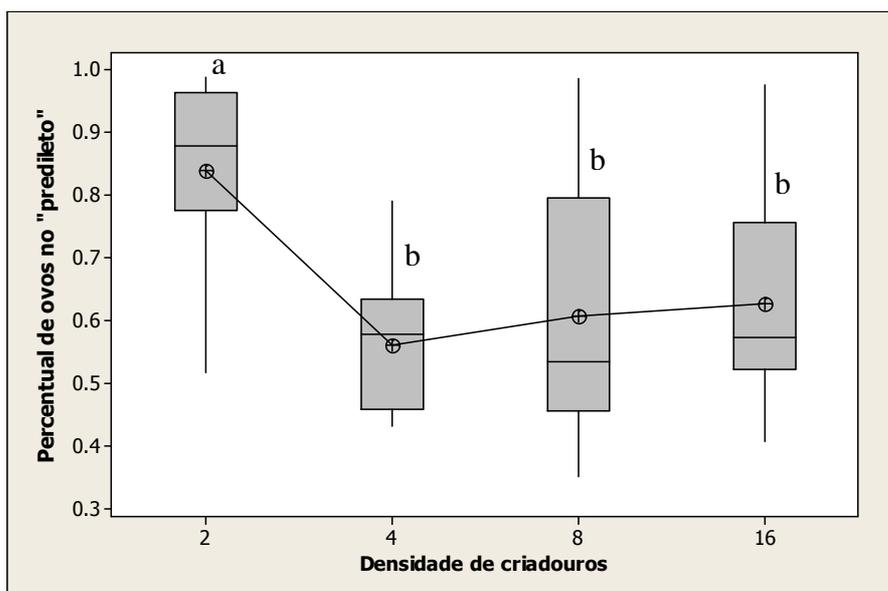


Figura 23: Boxplot e comparação entre as médias percentuais de ovos depositados por *Aedes aegypti* no criadouro “predileto” em cada tratamento, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA a 5% de significância.

5.1.6 Número de ovos depositados na água e na palheta

Para cada repetição realizada contabilizou-se o número de ovos depositados na água e na palheta, por densidade de criadouros. O número de ovos de *A. aegypti* depositados na água variou de 0 a 72, e na palheta oscilou de 0 a 89 nas 12 repetições realizadas para cada tratamento. No total de cada tratamento, a porcentagem de ovos na água variou de 18,4 a 48,5%. Do total de 197 criadouros positivos em todas as repetições 42 (21,3%) apresentaram somente ovos na palheta e 33 (16,7%) somente ovos na água. O restante (122 = 61,9%) continha ovos na água e na palheta. Foi obtido um total de 1.518 ovos na água (33,9%) e 2.952 ovos na palheta (66,1%) em todos os tratamentos.

O número de ovos depositados na palheta foi significativamente maior que na água em todas as densidades de criadouros, exceto a de 16 criadouros (**Fig. 24**). Uma forte correlação positiva do aumento do número de ovos na água foi obtida à medida que o número de criadouros disponíveis aumentou, como mostra a figura 24.

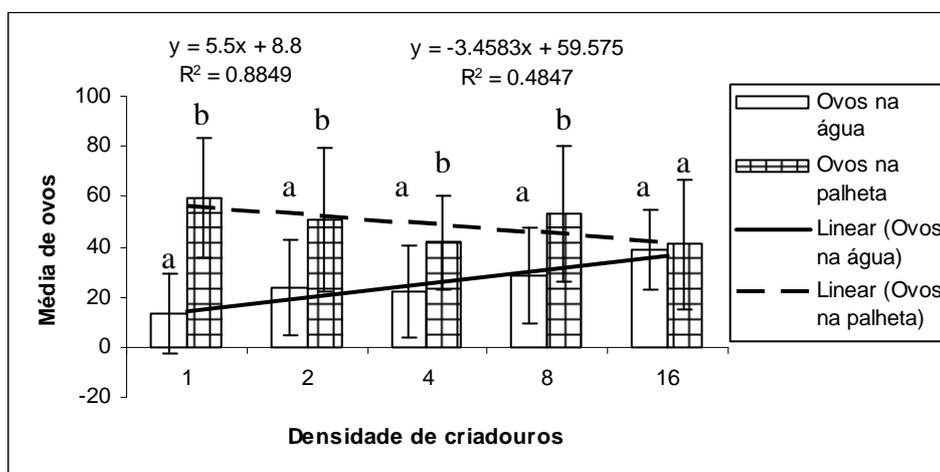


Figura 24: Regressão linear e comparação das médias de ovos de *Aedes aegypti* depositados na água e na palheta, em cada tratamento, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de t para amostras independentes ($p < 0,05$).

Quando os números de ovos de *A. aegypti* depositados na água foram

comparados entre os tratamentos, observou-se diferença significativa entre os tratamentos '2 e 16 criadouros', com maior deposição de ovos na água no tratamento '16 criadouros' (**Fig. 25**).

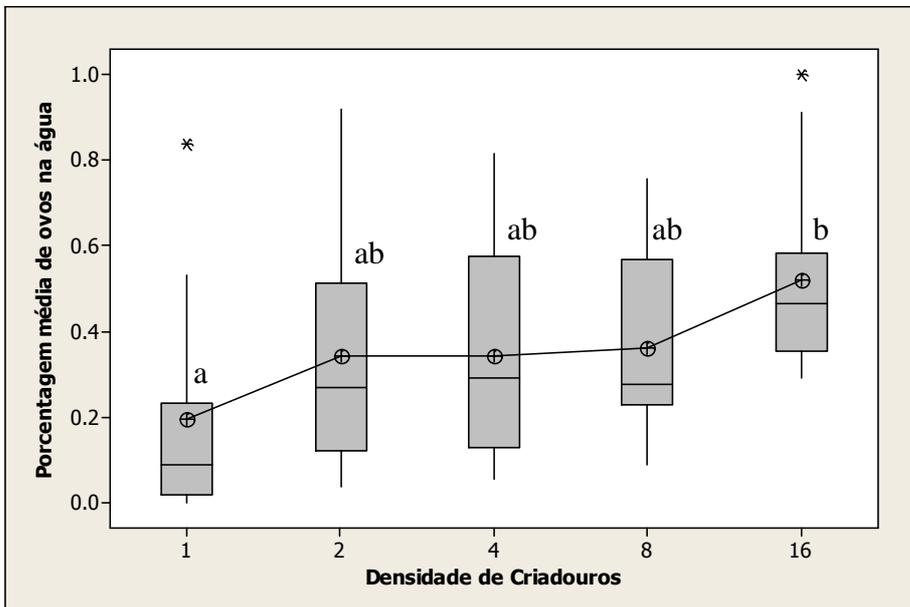


Figura 25: Comparação das médias percentuais de ovos de *Aedes aegypti* depositados na água, em cada tratamento em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA ($p < 0,05$).

Também foi observada diferença significativa entre o percentual médio de ovos depositados na palheta dos tratamentos '1 e 16 criadouros' (**Fig. 26**).

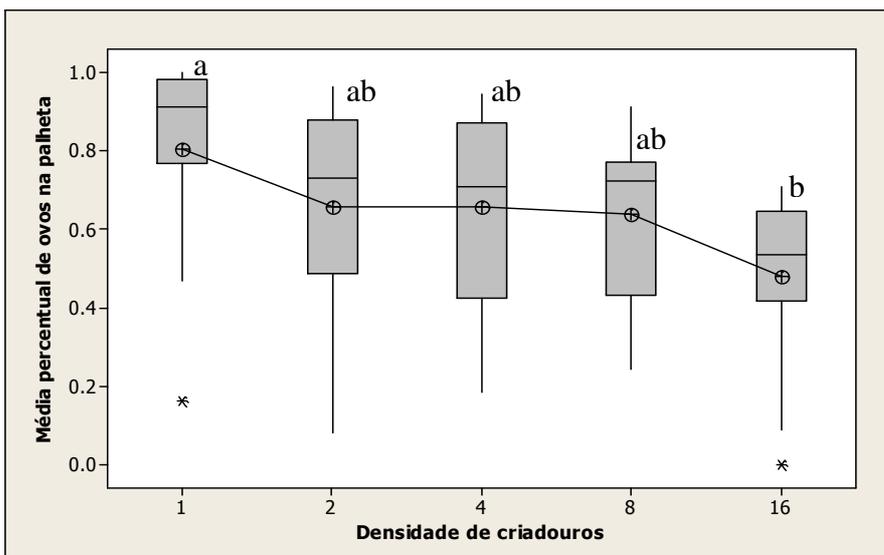


Figura 26: Comparação das médias percentuais de ovos de *Aedes aegypti* depositados na palheta entre os tratamentos, em condições de laboratório. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA ($p < 0,05$).

5.2 Experimento 2: Condições de semi-campo na ausência da armadilha MoquiTRAP

5.2.1 – Homogeneidade dos criadouros e das posições dentro das gaiolas de semi-campo.

As distribuições de ovos/posição/criadouro em condições de semi-campo na ausência da armadilha MosquiTRAP foram semelhantes aquelas encontradas em condições de laboratório e serão portanto apresentadas sucintamente. As gaiolas de semi-campo foram mais homogêneas do que as caixas de acrílico e não foi observado diferença significativa entre as posições de nenhum dos criadouros, em nenhuma das densidades (2, 4 8 e 16 criadouros) testadas como mostram as figuras 27 a 30:

Densidade de 2 criadouros:

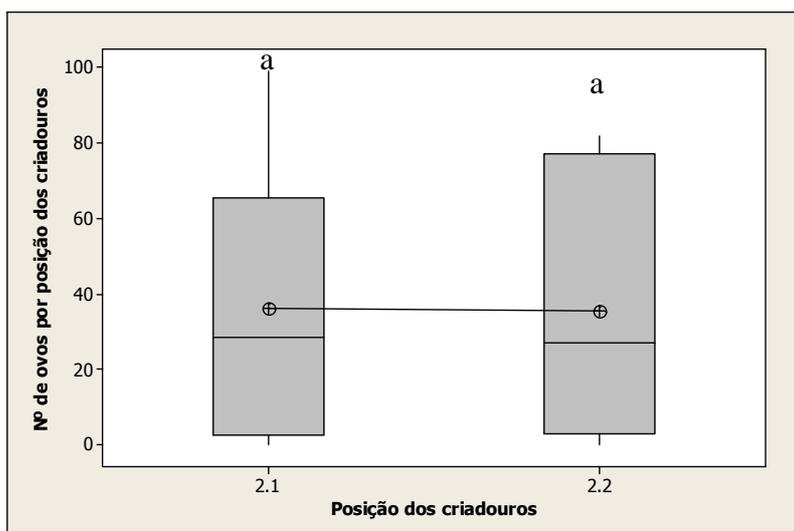


Figura 27: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos dois criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

Densidade de 4 criadouros:

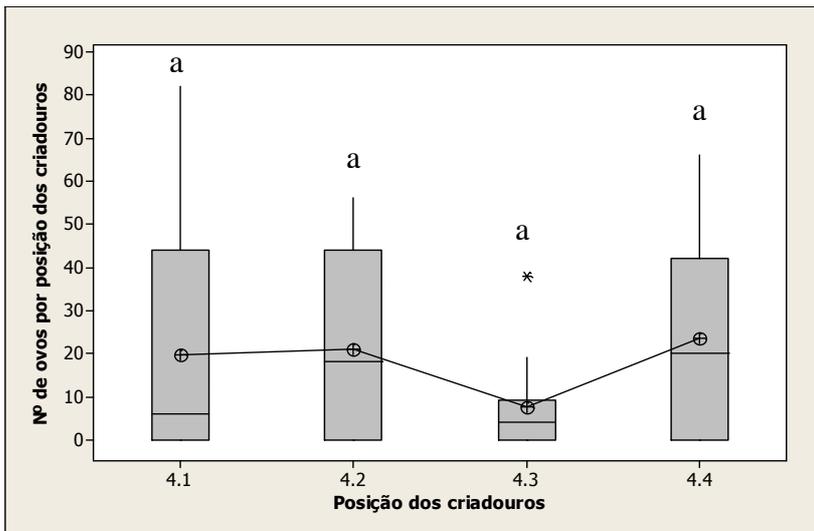


Figura 28: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos quatro criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Densidade de 8 criadouros:

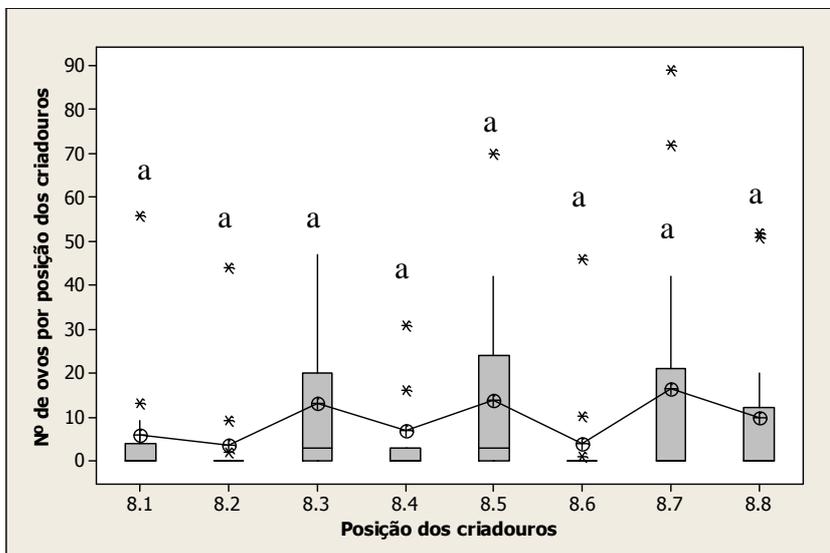


Figura 29: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos oito criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Densidade de 16 criadouros:

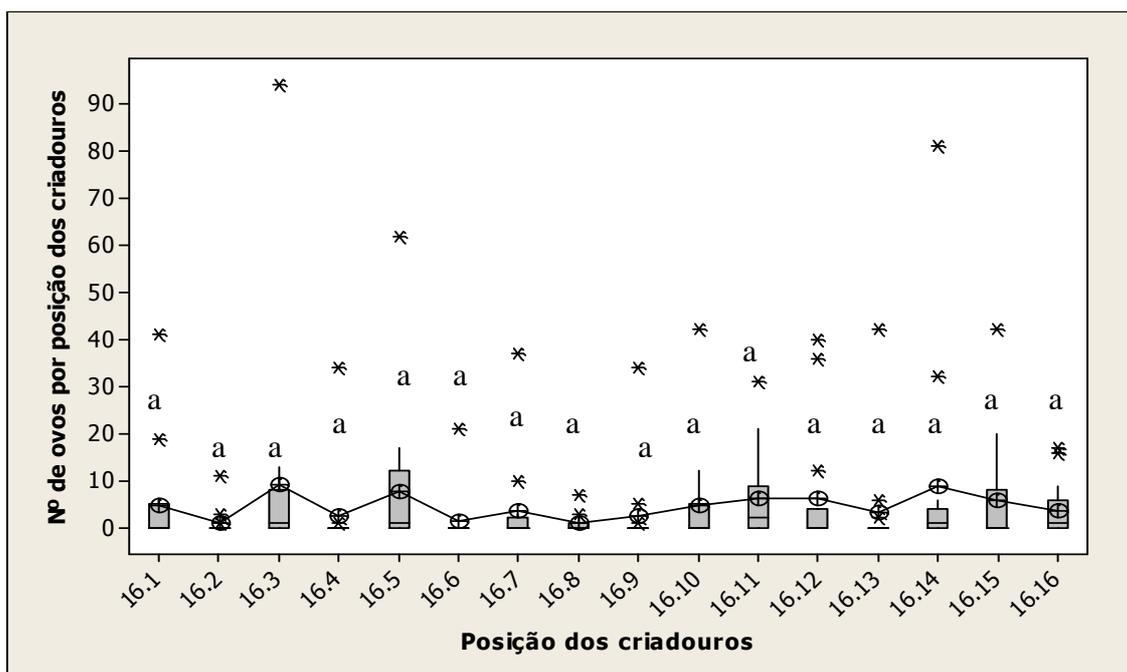


Figura 30: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos 16 criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

5.2.2 Número de ovos de *Aedes aegypti* depositados por tratamento e por experimento

Nestes ensaios foi coletado o total de 4.334 ovos. O número de ovos depositados por fêmea, por repetição nos tratamentos oscilou entre o mínimo de 41 e o máximo de 123, o que demonstrou novamente a grande variação entre o número de ovos depositados por cada fêmea. As médias de ovos/fêmea/tratamento oscilaram de 68 a 76 ovos/fêmea.

Não foi observado diferença significativa entre as médias do número de ovos em função da densidade de criadouros disponível nas gaiolas de semi-campo (**Fig. 31**).

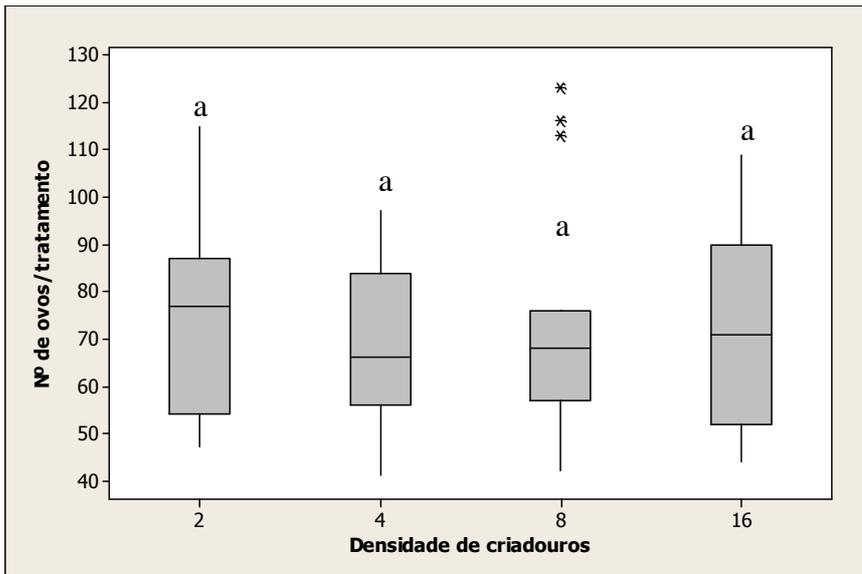


Figura 31: Boxplot do número de ovos depositados por *Aedes aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

As médias do número de ovos depositados nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (condições de semi-campo) foram semelhantes, o que demonstrou que o tamanho das área de teste não influenciaram a quantidade de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti* (**Fig. 32**).

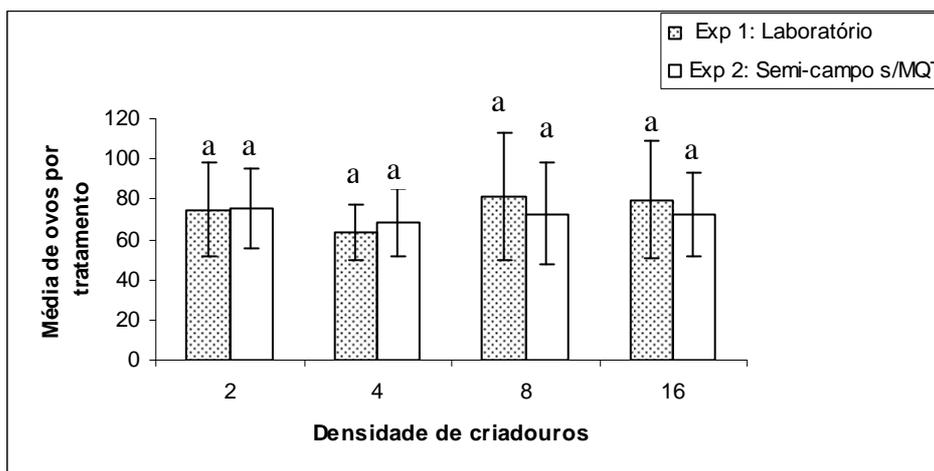


Figura 32: Comparações entre as médias de ovos de *Aedes aegypti* obtidos em condições de laboratório e de semi-campo em diferentes densidades de criadouros. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

5.2.3 - Número de criadouros colonizados pelas fêmeas

Do total de 60 fêmeas testadas, 54 (90%) distribuíram seus ovos em mais de um criadouro. Os resultados foram semelhantes aos do experimento realizado em laboratório. Nos tratamentos '2, 4, 8 e 16 criadouros' a maior porcentagem de fêmeas observadas utilizou, respectivamente 2, 3, 3 e 5 criadouros para distribuir seus ovos. Nenhuma fêmea utilizou os oito criadouros no tratamento '8 criadouros. O número máximo de 11 criadouros foi utilizado por uma fêmea para deposição dos ovos (**Tab. 2**).

Tabela 2: Freqüência (%) de fêmeas por número de criadouros utilizados para deposição dos ovos, para cada tratamento, em condições de semi-campo sem a armadilha MosquiTRAP.

Criadouros utilizados	Densidade de criadouros				% de fêmeas / Nº de criadouros utilizados
	2	4	8	16	
1	20	13.3	13.3	–	
2	80	20	6.7	6.7	
3		40	46.7	20	
4		26.7	13.3	13.3	
5			6.7	26.7	
6			–	6.7	
7			6.7	–	
8			–	6.7	
9				6.7	
10				6.7	
11				6.7	
12				–	
13				–	
14				–	
15				–	
16				–	

O número médio de criadouros colonizados nos tratamentos '2, 4, 8 e 16 criadouros' foi, respectivamente 1,8; 2,8; 3,4; e 5,5 criadouros, com os respectivos desvios-padrão: 0,4; 1; 1,6; 2,7. Foi observado diferença significativa entre o tratamentos '2 criadouros' e os tratamentos '8 e 16 criadouros' e entre os tratamentos '4 criadouros' e '16 criadouros' (**Fig. 33**).

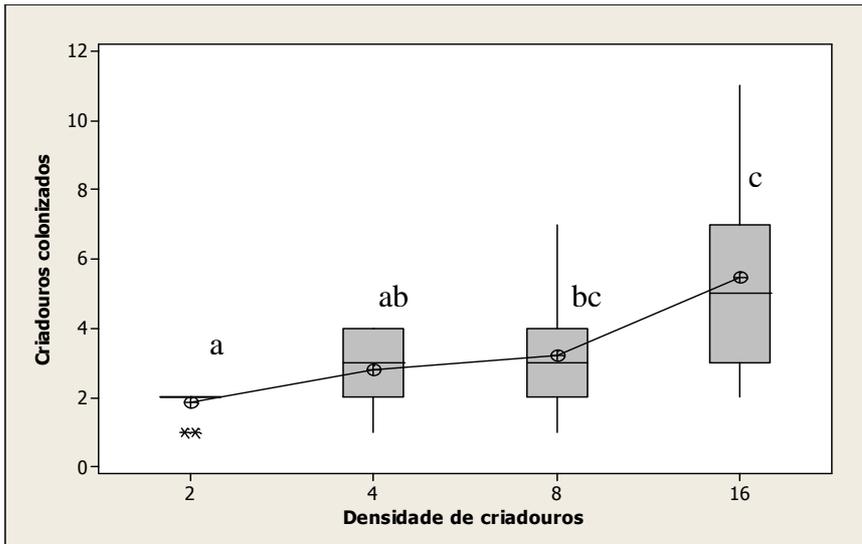


Figura 33: Boxplot do número de criadouros colonizados por fêmeas de *A. aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo e na ausência da armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-walis ($p < 0,05$).

Os resultados sugerem que o número de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* em situação de semi-campo, aumenta em função da densidade de criadouros, mas tende a se estabilizar em altas densidades. Este aumento também foi demonstrado através da regressão linear (**Fig. 34**).

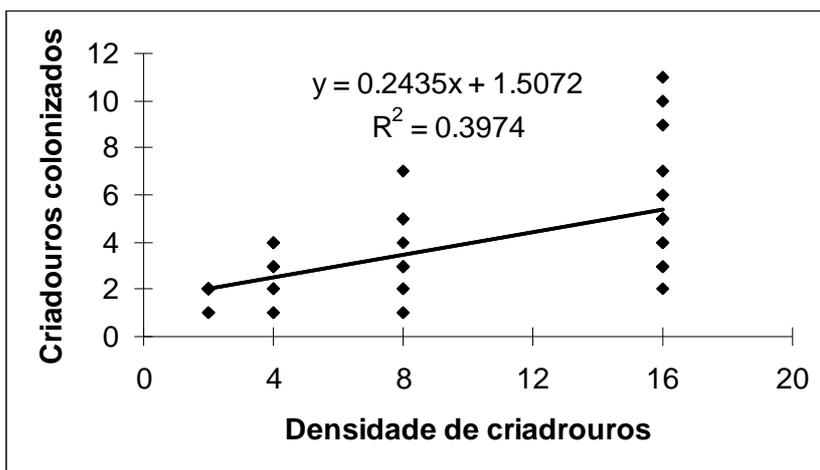


Figura 34: Aumento do número de criadouros colonizados em função da densidade de criadouros disponíveis, demonstrado por regressão potencial.

Quando comparadas as médias, apenas dentro de cada tratamento, do número de criadouros colonizados nos experimentos 1 (condições de

laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP) houve diferença significativa ($p=0,0233$) apenas entre o tratamento '8 criadouros' (**Fig. 35**). Os resultados demonstram que o número de criadouros colonizados em cada densidade foi o mesmo tanto em condições de laboratório como em semi-campo, com exceção da densidade de '8 criadouros'.

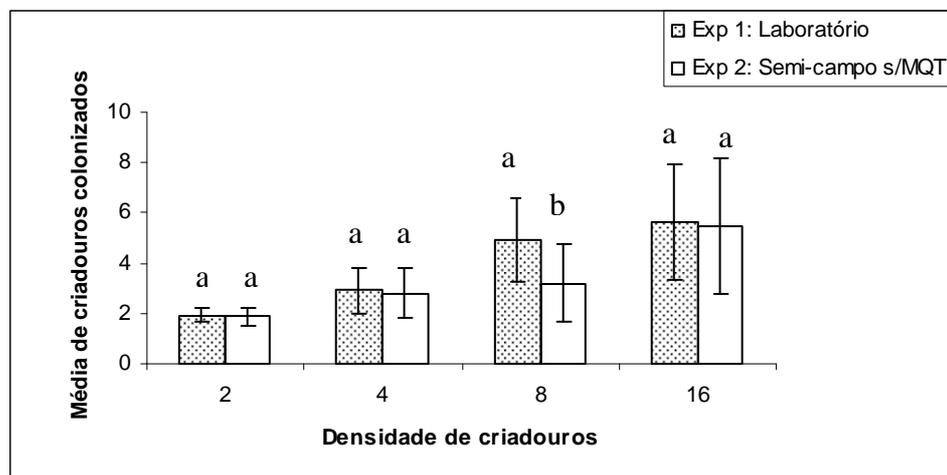


Figura 35: Comparação das médias de criadouros colonizados pelas fêmeas de *Aedes aegypti*, nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (condições de semi-campo sem a MosquiTRAP) em cada tratamento. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

Portanto, o tamanho da área experimental também não influenciou a colonização de criadouros na maioria dos tratamentos.

5.2.4- Padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* ao longo dos criadouros disponíveis

Os padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de *Aedes aegypti* condições de semi-campo na ausência da armadilha MosquiTRAP se mantiveram semelhantes aquelas encontradas em condições de laboratório.

Em todos os tratamentos e repetições, a tendência das fêmeas depositarem de 1 a 11 ovos na maioria dos criadouros positivos se manteve, bem como a presença de um criadouro contendo elevado número de ovos, caracterizando uma distribuição não igualitária. Também foi observado que a medida que o número de criadouros disponíveis aumentou, aumentou também a frequência de criadouros que receberam de 1 a 11 ovos e diminuiu os que receberam as demais frequências (12 a 30; 31 a 60 e Mais de 60 ovos).

Densidade de 2 criadouros: Das 15 fêmeas testadas nesta densidade de criadouros, 7 (46,6%) depositaram de 1 a 11 ovos em um dos dois criadouros disponíveis enquanto o outro recebeu de 58 a 99 ovos.

As categorias com maior frequência de criadouros foram 'Mais de 60' e '1 a 11' ovos. A frequência encontrada em cada categoria está expressa na figura 36.

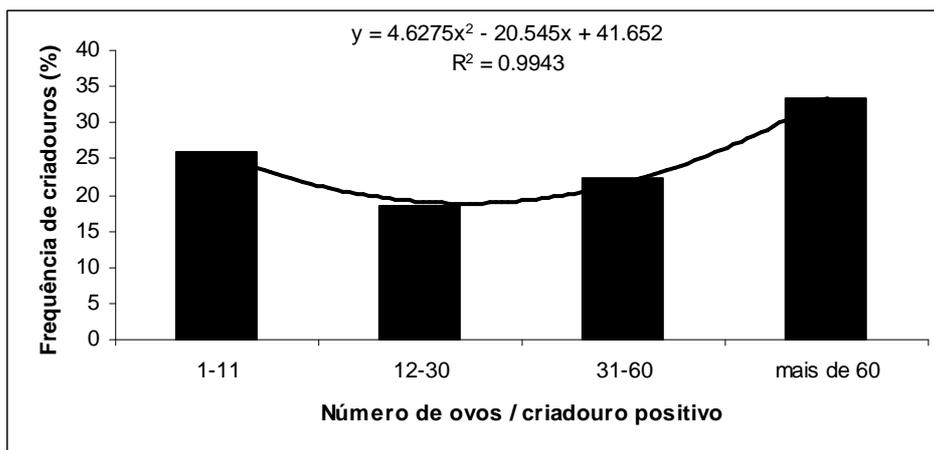


FIGURA 36: Regressão polinomial e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 2 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.

Densidade de 4 criadouros: Das 15 fêmeas testadas 13 (86,6%) depositaram de 1 a 11 ovos em pelo menos um dos criadouros que utilizou para deposição de seus ovos. Do total de 42 criadouros positivos, 17 (40%) receberam de 1 a 11 ovos, que foi categoria com maior frequência de criadouros. O aumento do número de criadouros disponíveis resultou na diminuição da frequência de criadouros com mais de 60 ovos (**Fig. 37**). Estes resultados são equivalentes aos que foram obtidos em condições de laboratório.

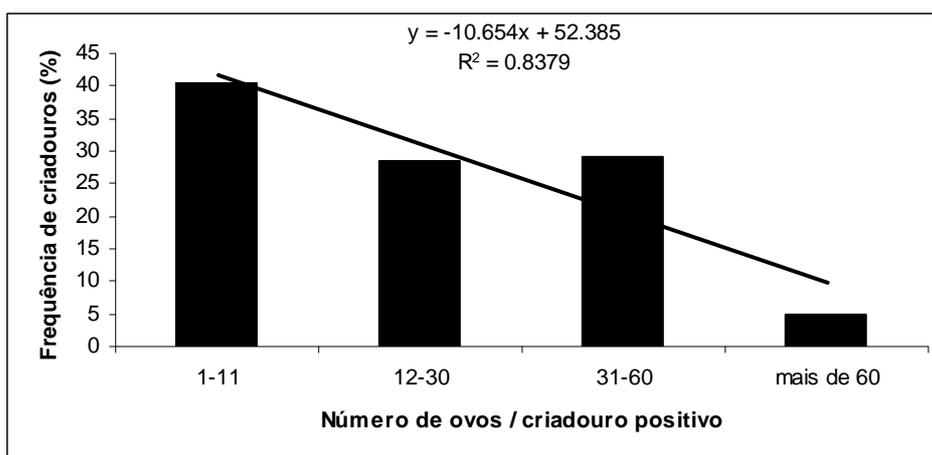


FIGURA 37: Regressão linear e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 4 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.

Densidade de 8 criadouros: Nesta densidade todas as 13 fêmeas que distribuíram seus ovos em mais de um criadouro, depositaram de 1 a 11 em pelo menos um dos criadouros disponíveis. Do total de 51 criadouros positivos 25 criadouros (49%) receberam de 1 a 11 ovos. Esta categoria foi predominante sobre as demais, que tiveram suas frequências reduzidas em função da maior pulverização dos ovos devido a alta densidade de criadouros (Fig. 38)

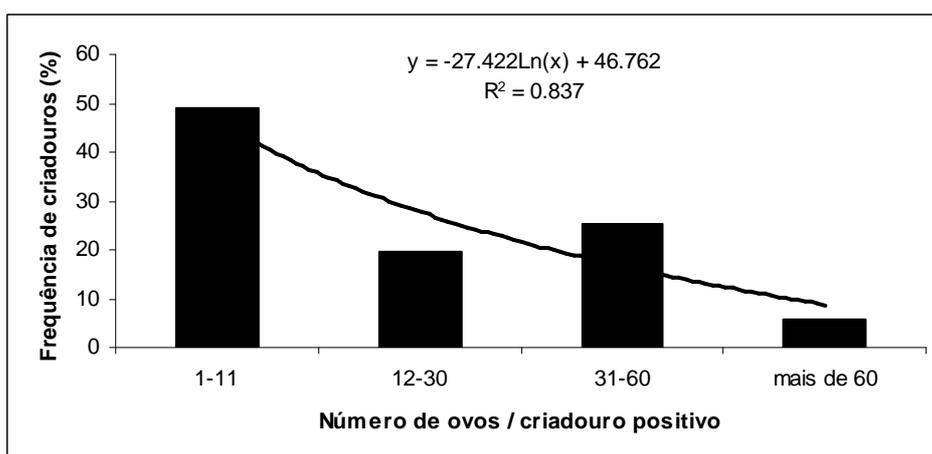


FIGURA 38: Regressão logarítmica e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 8 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.

Densidade de 16 criadouros: Novamente todas as 15 fêmeas testadas depositaram de 1 a 11 ovos em pelo menos um dos criadouros que utilizou, e a frequência de criadouros que continha 1 a 11 foi muito superior às demais (**Fig. 39**).

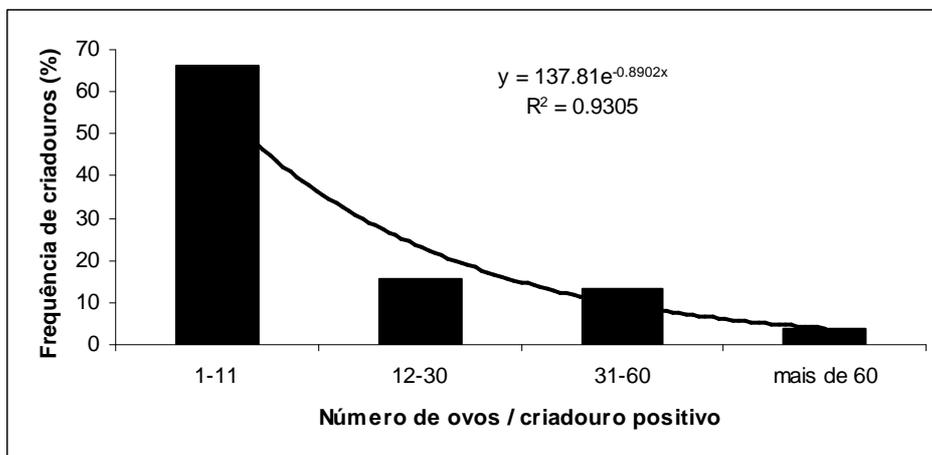


Figura 39: Regressão exponencial e frequência de criadouros positivos para cada uma das categorias de ovos, na densidade de 16 criadouros, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP.

Em todos os testes realizados percebe-se que as fêmeas de *A. aegypti* tendem a distribuir mais os seus ovos (“pulverizar”) à medida que mais criadouros são oferecidos no ambiente. Desta forma aumenta-se a quantidade de criadouros que recebem poucos ovos (no presente trabalho, representado pela categoria 1 a 11 ovos). Porém, a intensa “pulverização” não resultou em uma distribuição de ovos igualitária entre os criadouros. No entanto não se sabe se os criadouros que recebem de 1 a 11 ovos são os primeiros a serem utilizados pelas fêmeas, os últimos, ou os intermediários.

5.2.5 - Número de ovos no criadouro “predileto”

Novamente foram desprezados os dados das repetições em que a fêmea colocou todos os seus ovos (100%) em apenas um criadouro. Os resultados foram muito semelhantes aos encontrados no experimento 1, com percentagens de ovos depositados no “predileto” variando de 22,7 a 98,9% e médias oscilando entre $61,5 \pm 27$ e $83,9 \pm 17\%$. Do total de 53 criadouros considerados, 39 (73,5%) receberam 50% ou mais dos ovos da fêmea de *A.*

aegypti e 45 (84,9%) receberam 40% ou mais destes ovos, também reforçando a evidência de que as fêmeas depositam a maior parte dos seus ovos em apenas um criadouro, “o predileto”, enquanto os demais recebem, em sua maioria, de 1 a 11 ovos.

Os dados dos tratamentos ‘2 e 4 criadouros’ não apresentaram distribuição normal. Quando as porcentagens médias foram comparadas entre si obteve-se resultado semelhante ao do experimento em laboratório, onde o tratamento ‘2 criadouros’ apresentou a maior média percentual (83,9%) de ovos depositados no criadouro “predileto”, e os demais tratamentos apresentaram médias percentuais menores e não apresentaram diferença significativa entre si, recebendo cerca de 60% dos ovos, como mostra a figura 40.

Não houve diferença significativa entre as médias percentuais de ovos depositadas no criadouro “predileto” em condições de semi-campo e laboratório, dentro de cada densidade de criadouros, mostrando que o tamanho das áreas de teste também não influenciou este aspecto da oviposição das fêmeas de *A. aegypti*. (Fig. 41).

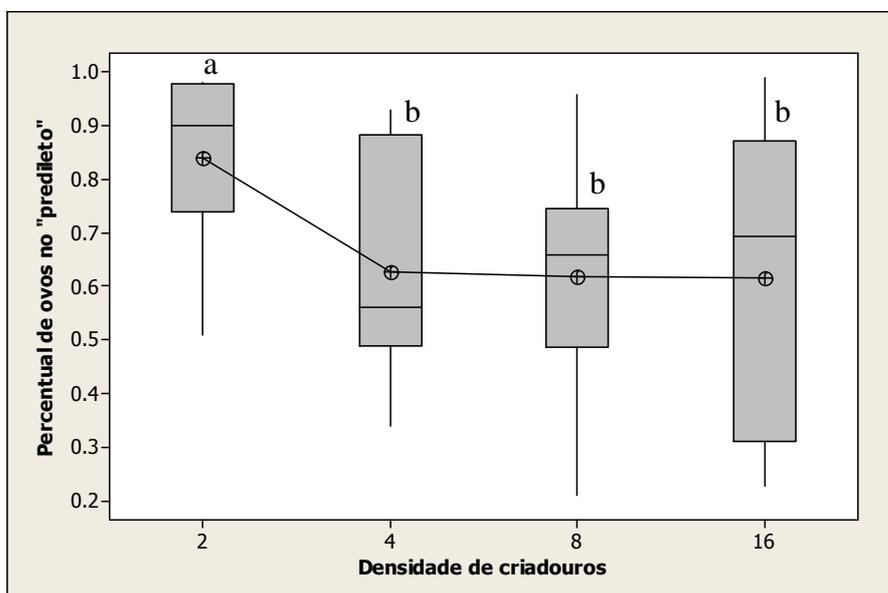


Figura 40: Boxplot e comparação entre médias percentuais de ovos depositados por *Aedes aegypti* no criadouro “predileto” em cada tratamento, em condições de semi-campo. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

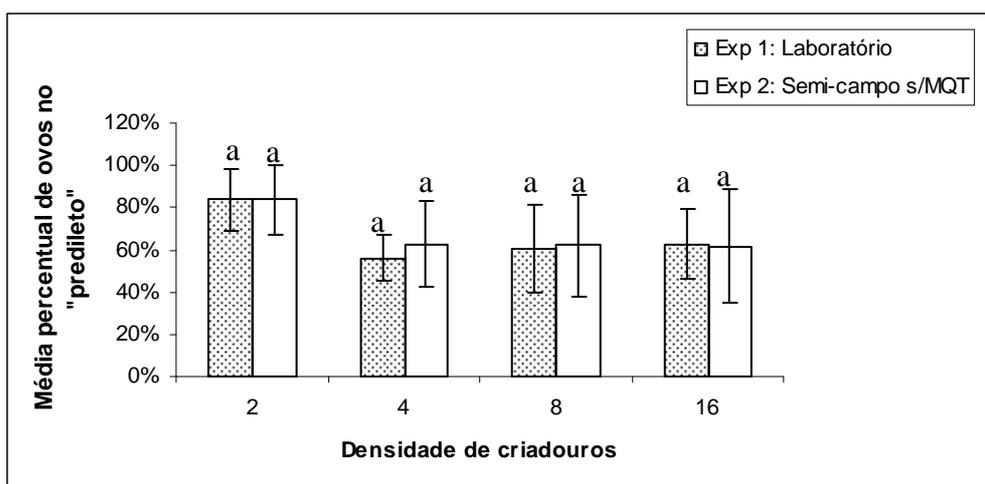


Figura 41: Comparação das médias percentuais de ovos depositados no criadouro predileto, por tratamento, entre os experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP). Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p > 0,05$).

Do total de 108 fêmeas testadas em densidades de criadouros superiores a 1 (48 em condições de laboratório e 64 em condições de semi-campo sem a MosquiTRAP), 99 (91,6%) depositaram seus ovos em pelo menos dois criadouros. Em todos os casos a porcentagem de ovos em um dos criadouros é superior às demais. O criadouro com maior quantidade de ovos “criadouro predileto”) albergou de 21 a 99% dos ovos. Obteve-se que 45% das fêmeas colocaram de 40 a 60% dos ovos no “predileto”, 25% colocaram de 61 a 80% dos ovos no predileto e 19,7% colocaram de 81 a 99% dos seus ovos no predileto (**Fig. 42**). Portanto a grande maioria das fêmeas tende a colocar de 40 a 80% de seus ovos em apenas um dos criadouros disponíveis. Apenas 10,5% das fêmeas testadas depositou menos de 40% dos seus ovos no criadouro “predileto”(Fig. 42).

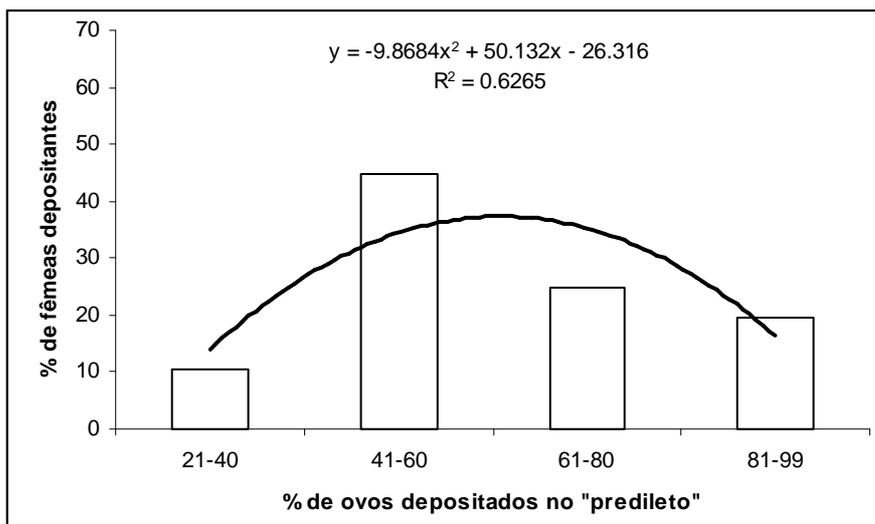


Figura 42: Porcentagem total de fêmeas em função da porcentagem de ovos depositada no criadouro predileto, nos tratamentos 4, 8 e 16 criadouros, dos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP).

Optou-se por analisar separadamente os resultados do tratamento '2 criadouros', já que neste tratamento a porcentagem de ovos encontrada no criadouro predileto foi significativamente superior à dos demais tratamentos (Figs. 23 e 40). Nesta densidade observa-se que a 70% das fêmeas testadas colocaram de 80 a 99% de seus ovos no criadouros predileto (Fig. 43)

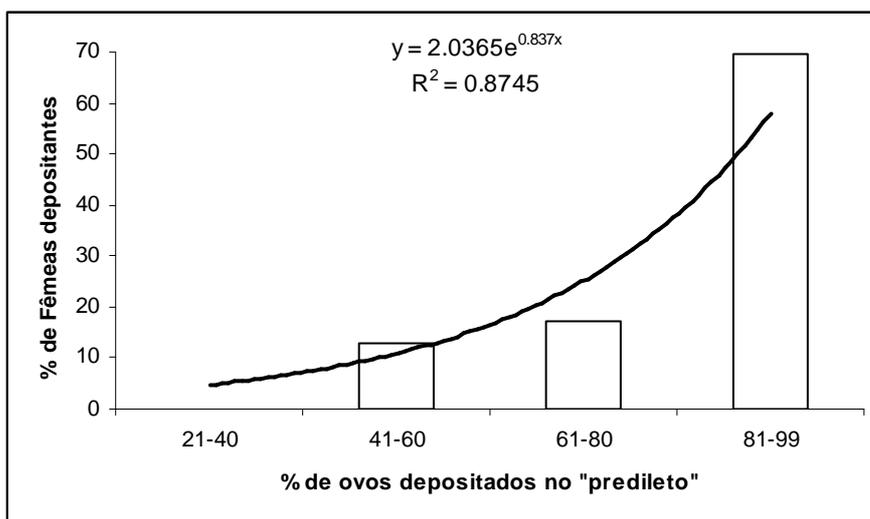


Figura 43: Porcentagem total de fêmeas em função da porcentagem de ovos depositada no criadouro predileto, no tratamento 2 criadouros, dos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP).

5.2.6 Número de ovos depositados na água e na palheta

O número de ovos de *A. aegypti* depositados na água oscilou de 0 a 97, e na palheta oscilou de 0 a 112 nas 15 repetições realizadas em cada tratamento. No total de cada tratamento, a porcentagem de ovos na água variou de 18,4 a 48,5%. Do total de ovos depositados em todos os tratamentos, 56,8% foram depositados na água e 43,2% foram depositados na palheta. Foi observado ainda que dos 200 criadouros colonizados em todas as repetições, 25 (12,5%) apresentaram somente ovos na palheta e 74 (37%) apresentaram somente ovos na água. O restante apresentou ovos na água e na palheta.

Quando comparadas as médias dos ovos depositados na água e na palheta dentro de cada tratamento, foi observada diferença significativa apenas no tratamento '8 criadouros' (Fig. 44). Em condições de semi-campo também verificou-se a tendência de aumento do número de ovos depositados na água em função do aumento da densidade de criadouros como mostra a figura 44.

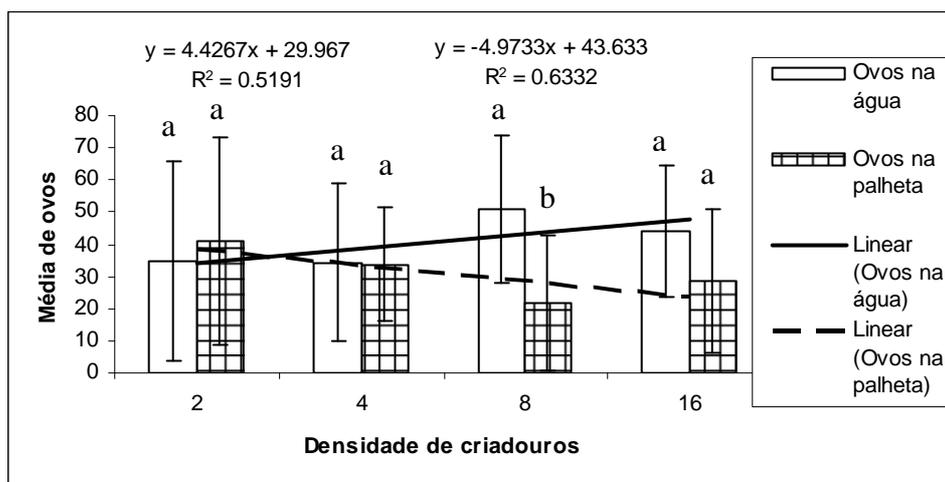


Figura 44: Regressão linear e comparação das médias de ovos de *Aedes aegypti* depositados na água e na palheta, dentro de cada tratamento, em condições de semi-campo. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de t para amostras independentes ($p < 0,05$).

O percentual médio de ovos depositados na água e na palheta foi significativamente diferente entre os tratamentos '1 e 16 criadouros' (Figs. 45 e 46), resultado semelhante ao encontrado em condições de laboratório.

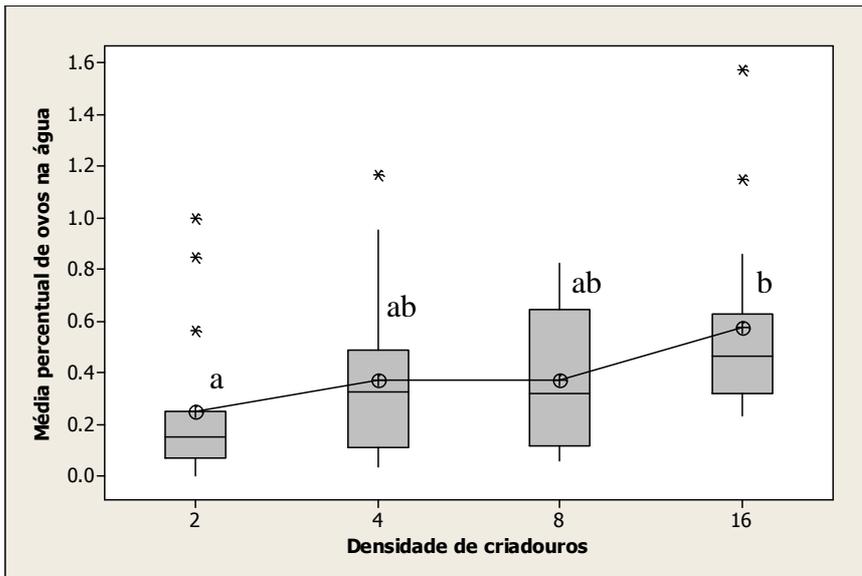


Figura 45: Comparação das médias percentuais de ovos de *Aedes aegypti* depositados na água, em cada tratamento em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA. Figura construída à partir dos dados transformados em arc seno.

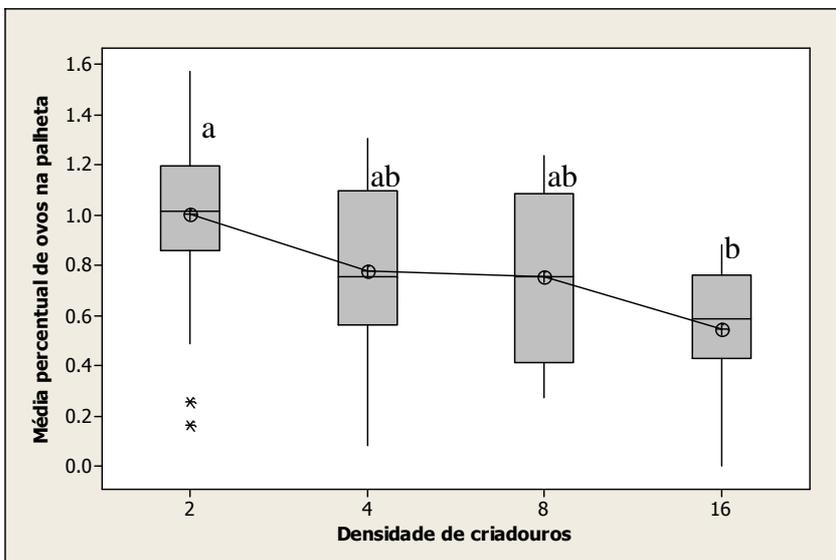


Figura 46: Comparação das médias de ovos de *Aedes aegypti* depositados na palheta entre os tratamentos, em condições de semi-campo na ausência da MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste ANOVA. Figura construída à partir dos dados transformados em arc seno.

As médias de ovos depositados na água e na palheta entre os experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (condições de semi-campo sem MosquiTRAP), diferiram apenas no tratamento '8 criadouros' (Figs. 47 e 48). Observou-se a tendência de aumento da porcentagem dos ovos depositados na água, e conseqüente diminuição dos ovos depositados na palheta, em função do aumento da densidade de criadouros (Figs. 47 e 48)

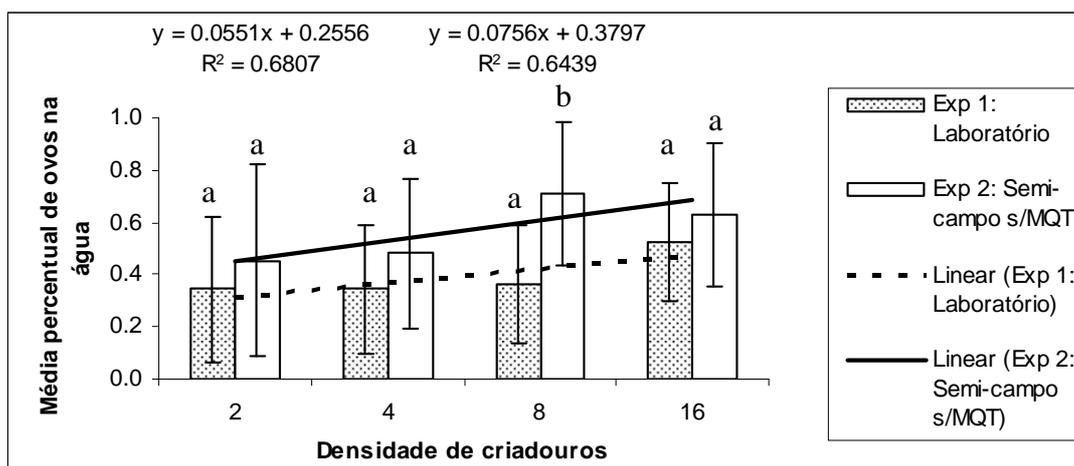


Figura 47: Regressão linear e comparação das médias de ovos de *Aedes aegypti* depositados na água, entre os tratamentos, nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP). Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

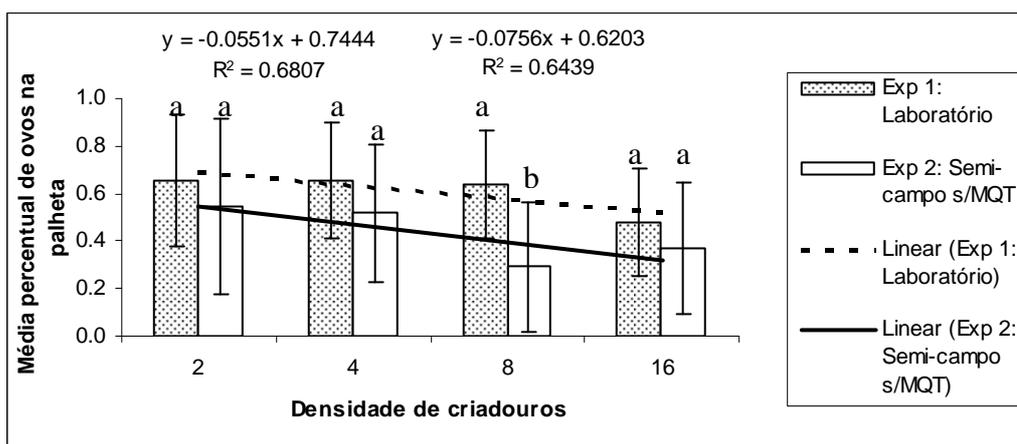


Figura 48: Regressão linear e comparação das médias de ovos de *Aedes aegypti* depositados na palheta, entre os tratamentos, nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (semi-campo sem MosquiTRAP). Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste Mann-Whitney ($p < 0,05$).

5.3 Experimento 3: condições de semi-campo na presença da armadilha MosquiTRAP

5.3.1 – Homogeneidade dos criadouros e das posições dentro das caixas de acrílico e das gaiolas de semi-campo.

Assim como na situação de semi-campo na ausência da MosquiTRAP (experimento 2) as posições dos criadouros foram homogêneas e não foi constatada diferença significativa na postura de ovos em nenhum dos tratamentos como mostram as figuras 49 a 52. Ressalta-se que o criadouro/posição 16.6 foi o único que não recebeu ovos nas 15 repetições.

Densidade de 2 criadouros:

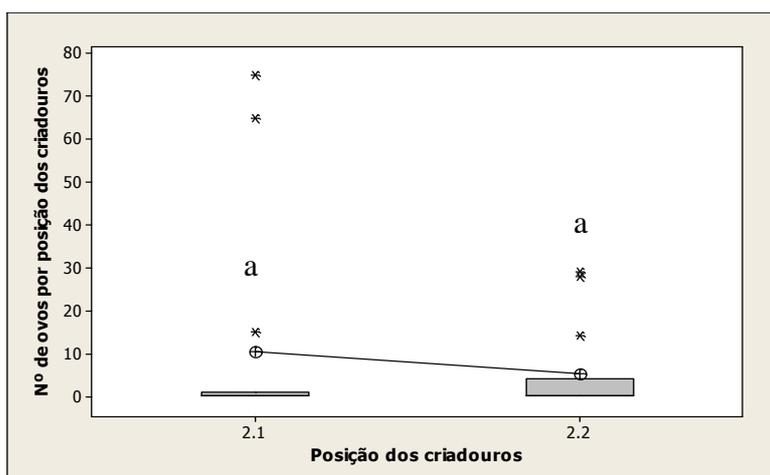


Figura 49: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos dois criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

Densidade de 4 criadouros:

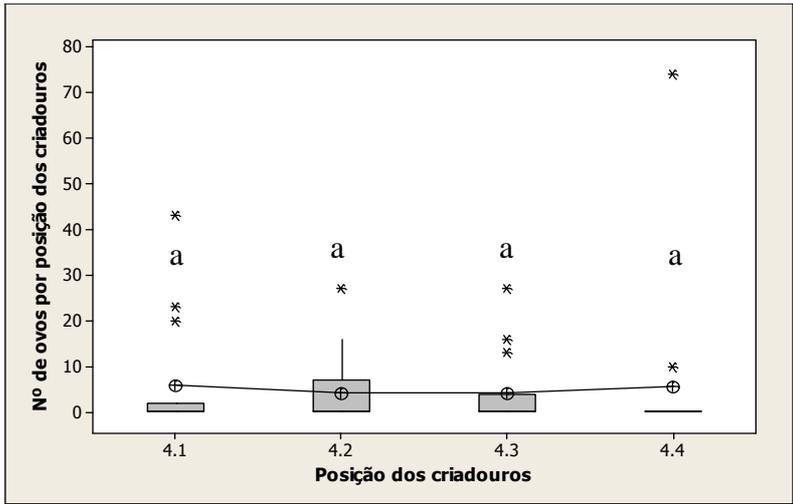


Figura 50: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos quatro criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Densidade de 8 criadouros:

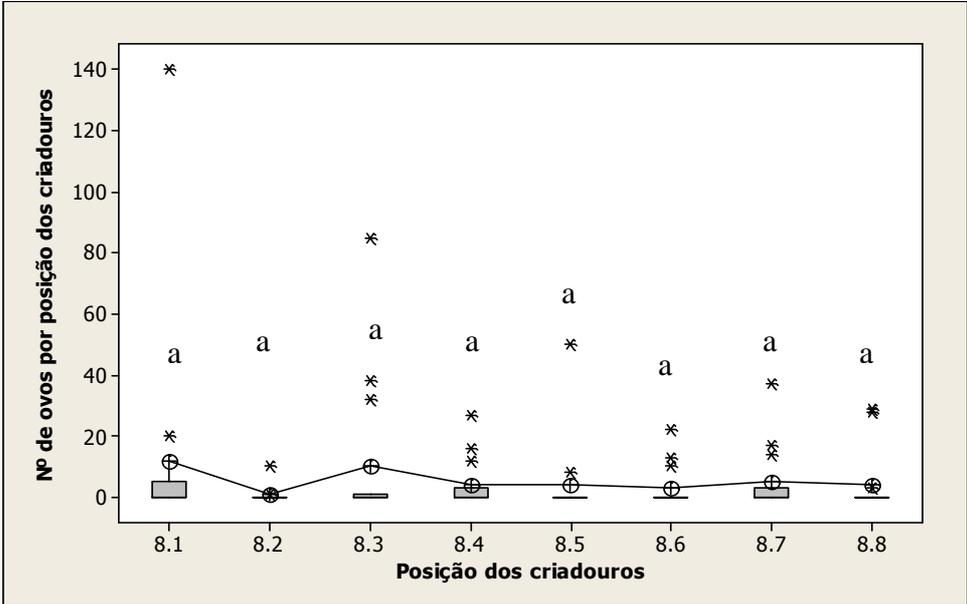


Figura 51: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos oito criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Densidade de 16 criadouros:

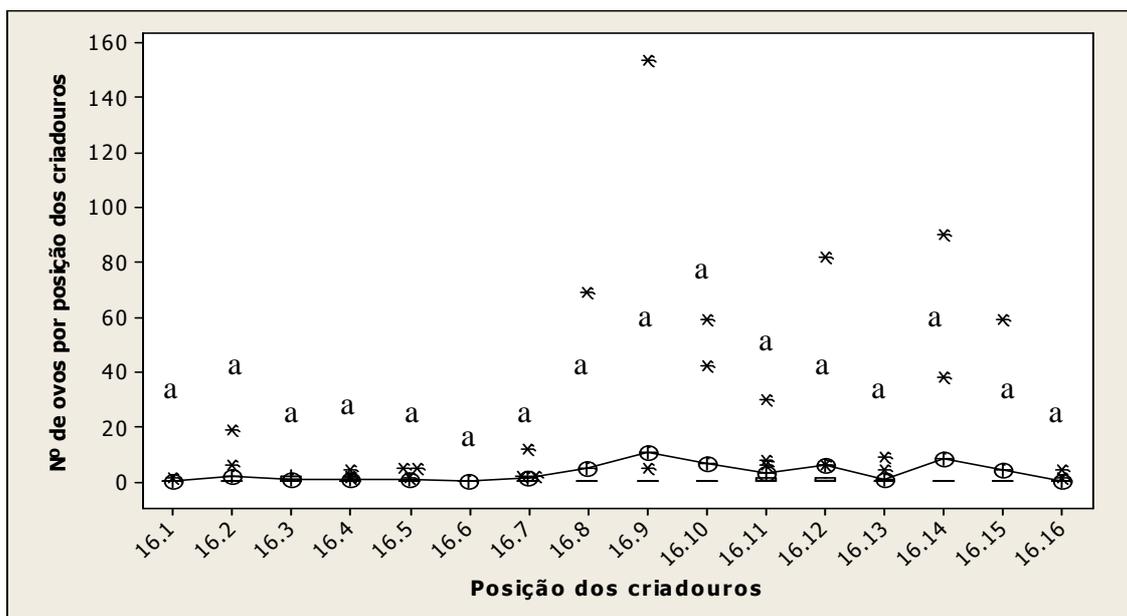


Figura 52: Boxplot do número de ovos de *Aedes aegypti* distribuídos nos 16 criadouros/posições disponíveis, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

5.3.2 Taxas de captura da armadilha MosquiTRAP em diferentes densidades de criadouros

Do total de 60 fêmeas testadas em todos os tratamentos, 54 (90%) não foram capturadas pela armadilha MosquiTRAP após as 96 horas de exposição. As porcentagens de captura foram 100%; 93,3%; 93,3% e 73,3% nas densidades de 2, 4, 8 e 16 criadouros, respectivamente (**Fig. 53**). Foi observado uma redução da taxa de captura à medida que a densidade de criadouros aumentou (**Fig. 53**).

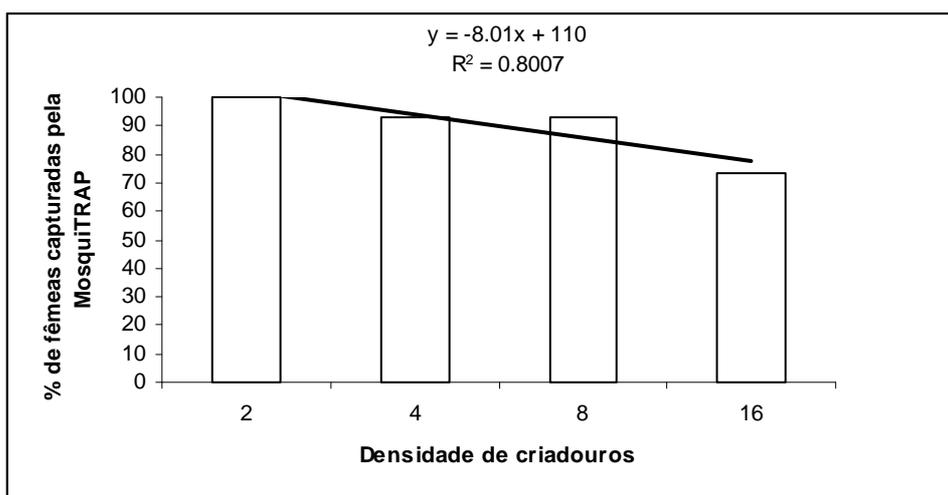


Figura 53: Porcentagem de fêmeas de *A. aegypti* capturadas pela armadilha MosquiTRAP, em função da densidade de criadouros disponíveis.

5.3.3- Tempo de captura das fêmeas grávidas de *Aedes aegypti* pela armadilha MosquiTRAP em condições de semi-campo

O tempo gasto para a armadilha MosquiTRAP capturar as fêmeas de *A. aegypti* foi contabilizado para cada tratamento. Como as leituras eram realizadas sempre às 8:00 e às 18:00 h, dividiu-se o tempo em categorias. A figura 54 mostra a porcentagem de fêmeas capturadas em cada categoria de tempo amostrada, por tratamento.

Os resultados demonstram que a categoria de tempo na qual ocorreu a maior captura das fêmeas foi a primeira (de 0 a 10 horas) pois, do total de 54 fêmeas capturadas, 32 fêmeas (59,2%) foram capturadas nesta categoria, ou seja, nas primeiras 10 horas de experimento. Porém ocorreu diminuição da quantidade de fêmeas capturadas nessa categoria a medida que a densidade de criadouros aumentou (**Fig. 54 - Regressão Linear 0 a 10**). A segunda categoria em que se observou maior captura de fêmeas foi a de 24 a 34 horas, onde 13 fêmeas (24%) foram capturadas. Nota-se o aumento e posterior queda da quantidade de fêmeas capturadas em função do aumento de densidade de criadouros disponíveis (**Fig. 54 - Regressão Polinomial – 24 a 34**).

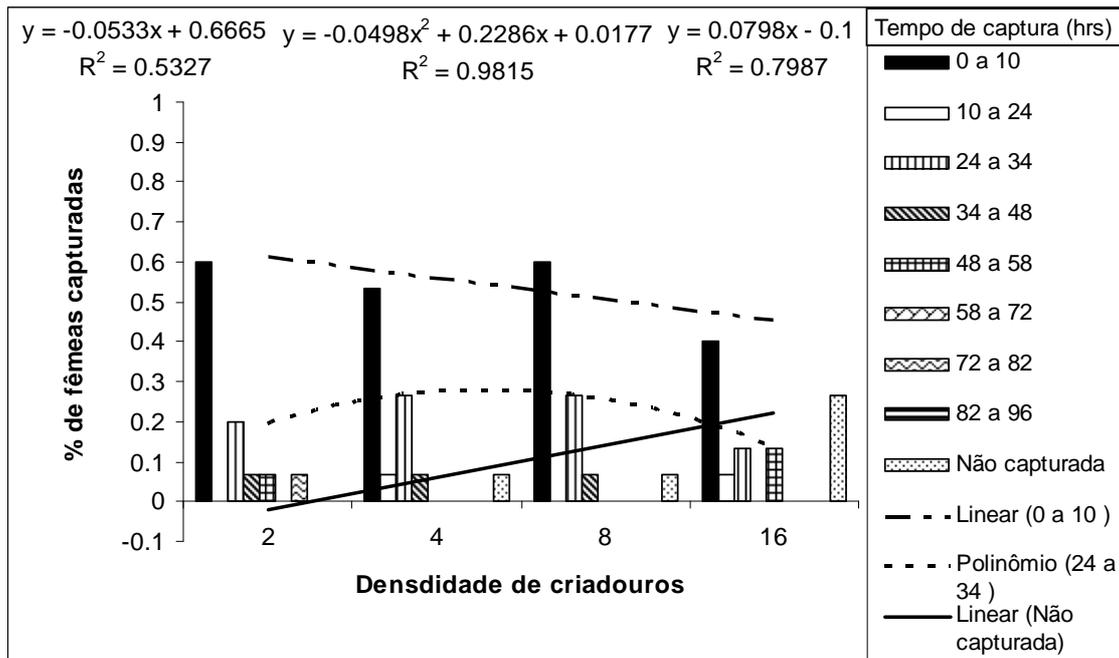


Figura 54: Porcentagem de fêmeas de *A. aegypti* capturadas por categoria de tempo em função da densidade de criadouros.

Estas duas categorias de tempo correspondem ao período diurno, do 4º e 5º dia após a realização do repasto sanguíneo, já que as fêmeas foram liberadas sempre às 8:00 hrs da manhã do primeiro dia de experimento e 72 hrs após a realização do repasto de sangue. Observa-se ainda o aumento na porcentagem de fêmeas não capturadas, à medida em que maior número de criadouros são oferecidos (**Fig. 54 - Regressão Linear – Não capturada**). As demais categorias foram pouco representativas.

A figura 55 representa a porcentagem acumulada de fêmeas capturadas ao longo do tempo (horas). Observa-se para a densidade de 2, 4 e 8 criadouros, que acima de 80% das fêmeas foram capturadas nas primeiras 34 horas de experimento. No entanto, para a densidade de 16 criadouros a porcentagem acumulada de captura ficou abaixo de 80% durante todo o período experimental.

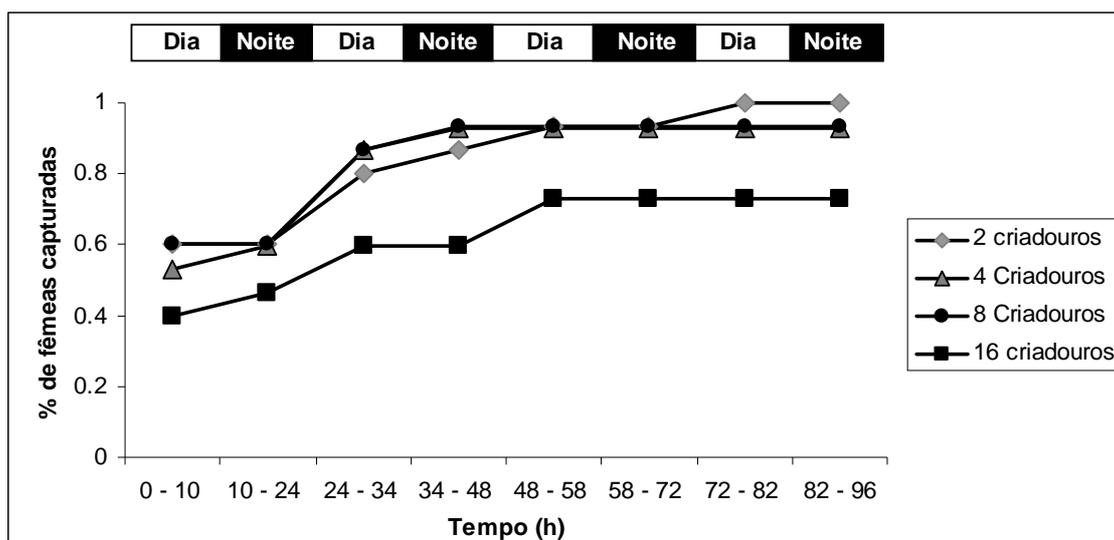


Figura 55: Percentagem acumulada de fêmeas grávidas de *A. aegypti* capturadas na armadilha MosquiTRAP, em função do tempo de captura, em diferentes densidades de criadouros e condições de semi-campo.

As figuras 54 e 55 mostram que à medida que a densidade de criadouros competidores com a MosquiTRAP aumenta, aumenta também o tempo gasto para captura das fêmeas, e o número de fêmeas não capturadas.

5.3.4^a - Número de ovos de *Aedes aegypti* depositados por tratamento e por experimento

Em situação de semi-campo, na presença da armadilha MosquiTRAP foram coletados um total de 1.915 ovos nas 15 repetições realizadas. O número de ovos depositados por fêmea, por repetição nos tratamentos oscilou entre o mínimo de 0 e o máximo de 154, com a média de ovos/fêmea/tratamento oscilando de aproximadamente 16 a 50 ovos/fêmea. Não houve diferença significativa entre o número de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti*, em função da densidade de criadouros disponíveis (**Fig. 56**).

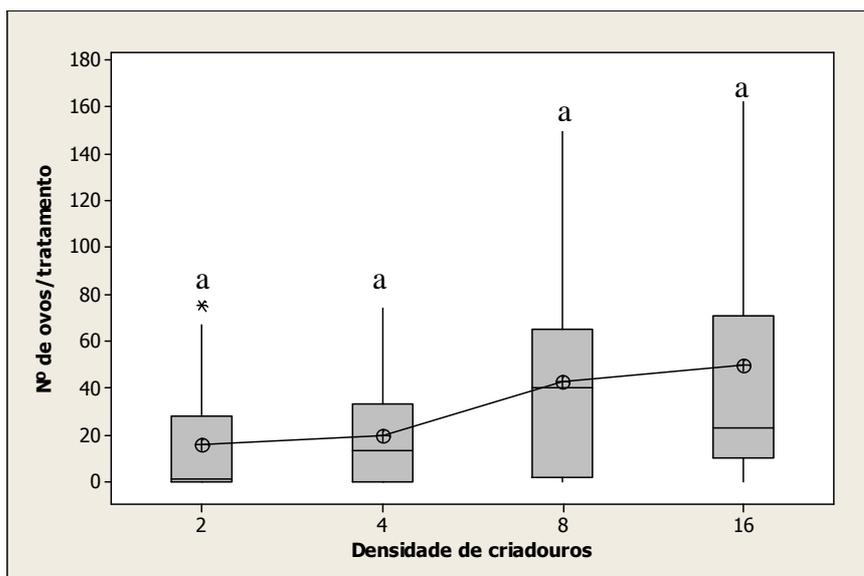


Figura 56: Boxplot do número de ovos depositados por *Aedes aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP. Letras iguais indicam ausência de diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

5.3.4b - Avaliação do efeito da presença da MosquiTRAP na quantidade de ovos depositadas pelas fêmeas de *A. aegypti*, em diferentes densidades de criadouros

Para avaliar a eficácia da armadilha MosquiTRAP na redução do número de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti*, as médias de ovos observadas nos experimentos de semi-campo, com e sem a MosquiTRAP foram comparadas para todos os tratamentos. Observa-se que, devido a seu poder de captura das fêmeas grávidas de *A. aegypti*, a presença da armadilha MosquiTRAP reduziu significativamente a média de ovos depositados em todas densidades de criadouros oferecidos, quando comparado com os ensaios onde a armadilha MosquiTRAP estava ausente (**Fig. 57**). Apesar disso, foi verificada uma forte correlação de aumento da média de ovos depositados em função do aumento da densidade de criadouros (**Fig. 57**). A maior redução no número médio de ovos ocorreu na densidade de '2 criadouros' e a menor redução em '16 criadouros'. Porém, mesmo quando 16 criadouros competiram com a armadilha, o número de ovos depositados pelas fêmeas foi significativamente reduzido pela presença da MosquiTRAP (**Fig. 57**).

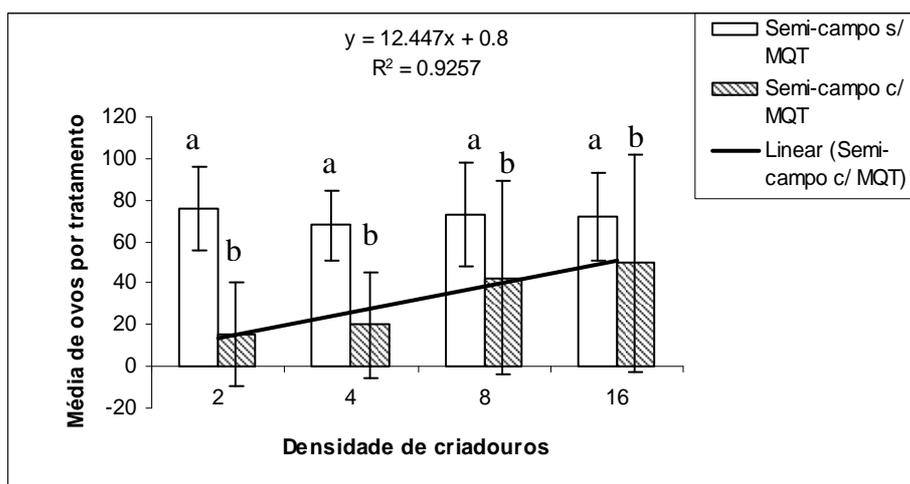


Figura 57: Comparações entre as médias de ovos de *Aedes aegypti* obtidos nos experimentos em condições de semi-campo, com e sem a armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

Ao todo, 14 fêmeas (23%) foram capturadas antes de depositarem ovos, sendo 7 (50%) no tratamento '2 criadouros', 4 (28,6%) no tratamento '4 criadouros', 2 (14,2%) no tratamento '8 criadouros' e 1 (7%) no tratamento '16 criadouros'. Observa-se que a porcentagem de fêmeas não capturadas aumenta e a porcentagem de fêmeas capturadas antes da deposição dos ovos diminui em função do aumento da densidade de criadouros (**Fig. 58**). As outras 40 fêmeas (66,6%) foram capturadas pela armadilha MosquiTRAP mas antes, depositaram parte de seus ovos.

A figura 56 mostra a frequência de fêmeas de *A. aegypti* que: foi capturada antes de depositar ovos; depositou de 1 a 30 ovos antes de ser capturada; depositou de 31 a 60 ovos antes de ser capturada; depositou mais de 60 ovos antes de ser capturada; ou não foi capturada, para cada tratamento. Deve-se ressaltar que as fêmeas que não foram capturadas pela MosquiTRAP depositaram seus ovos normalmente. Portanto elas foram contabilizadas duas vezes na figura 29, sendo uma na categoria de ovos que ela depositou e a outra na porcentagem de fêmeas não capturadas.

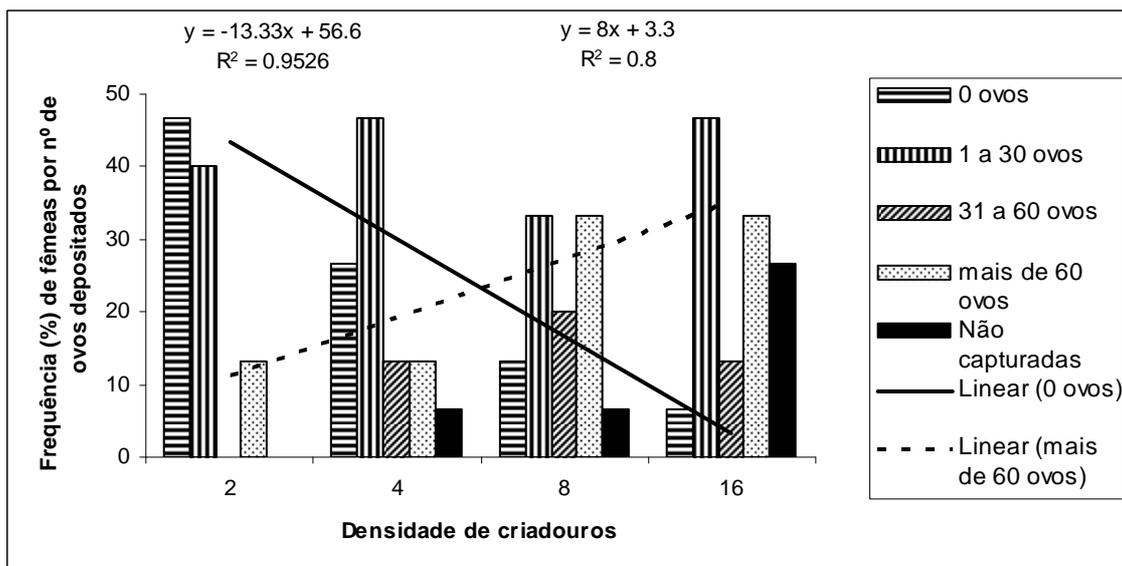


Figura 58: Frequência de fêmeas de *Aedes aegypti* categorizadas de acordo com a quantidade ovos depositados antes da captura pela MosquiTRAP, em cada tratamento.

Foi verificado uma forte correlação de aumento da frequência de fêmeas que depositaram mais de 60 ovos e de diminuição da frequência de fêmeas que foi capturada sem depositar ovos, em função do aumento da densidade de criadouros (**Fig. 58**).

5.3.5a - Número de criadouros colonizados pelas fêmeas

O número de criadouros utilizados pelas fêmeas variou entre os tratamentos, mas o número máximo de criadouros utilizados para distribuição dos ovos foi 6 (**Tab. 3**). O número médio de criadouros colonizados nos tratamentos '2, 4, 8 e 16 criadouros' foi respectivamente 0,73; 1,13; 2,13; e 2,33 criadouros, com os respectivos desvios padrão: 0.8; 1.13; 1.68; e 1.68.

Quando se compara a média de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* nos diferentes tratamentos, em condições de semi-campo na presença da armadilha MosquiTRAP, observa-se diferença significativa entre as densidades de '2 criadouros VS. 8 e 16 criadouros' e de '4 criadouros VS. 16 criadouros' (**Fig. 59**).

Tabela 3: Freqüência (%) de fêmeas por número de criadouros utilizados para deposição dos ovos, para cada tratamento, em condições de semi-campo na presença da armadilha MosquiTRAP.

Criadouros utilizados	Densidade de criadouros				% de fêmeas / Nº de criadouros utilizados
	2	4	8	16	
0	46.7	33.3	20	6.7	
1	33.3	46.7	26.7	33.3	
2	25	6.7	13.3	20	
3		6.7	20	-	
4		6.7	13.3	6.7	
5			-	-	
6			6.7	6.7	
7			-	-	
8			-	-	
9				-	
10				-	
11				-	
12				-	
13				-	
14				-	
15				-	
16				-	

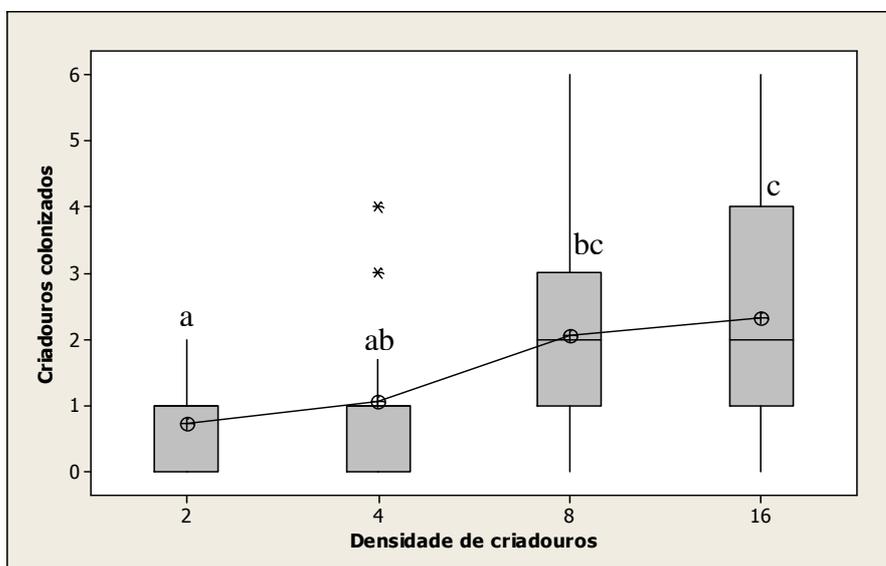


Figura 59: Boxplot do número de criadouros colonizados por fêmeas de *A. aegypti* em diferentes densidades de criadouros, em condições de semi-campo e na presença da armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Kruskal-walis ($p < 0,05$).

5.3.5b - Avaliação do efeito da presença da MosquiTRAP na redução da quantidade de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti*, em diferentes densidades de criadouros

Ao se comparar os resultados dos experimentos de semi-campo, na presença e ausência da MosquiTRAP, observa-se que o número de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* foi significativamente menor na presença da armadilha MosquiTRAP, o que demonstra a eficiência da armadilhas em reduzir a dispersão dos ovos, em todos os tratamentos analisados. Esta redução é demonstrada também através da regressão linear. Mesmo quando a MosquiTRAP compete com 16 criadouros, a armadilha foi eficaz em reduzir o número de criadouros colonizados, apesar da maior média de colonização de criadouros observada nesta densidade (Fig. 60).

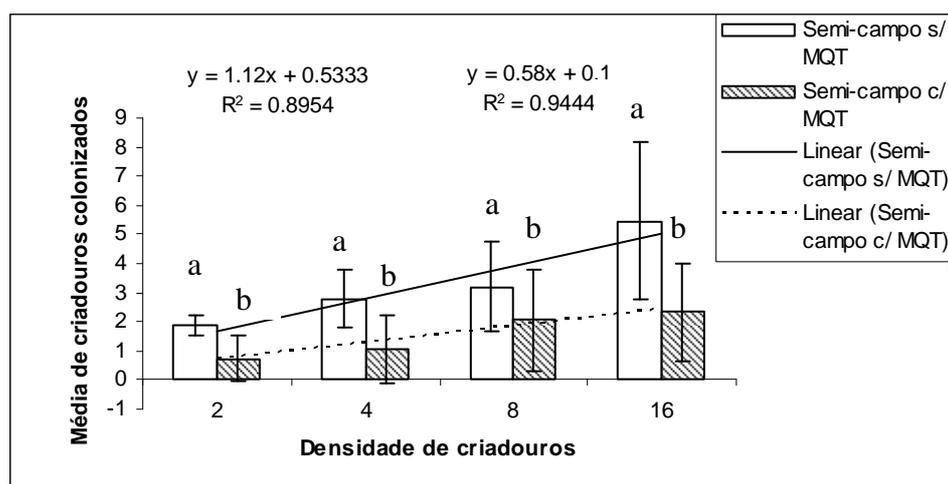


Figura 60: Comparação entre a média de criadouros colonizados pelas fêmeas de *Aedes aegypti*, obtido nos experimentos em condições de semi-campo, com e sem a armadilha MosquiTRAP. Letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$).

Do total de 60 fêmeas testadas, 14 (23,3%) foram capturadas pela armadilha MosquiTRAP antes de depositarem ovos em qualquer dos criadouros. Observou-se porém, que o número de fêmeas capturadas antes de colonizarem criadouros diminui em função do aumento da densidade de criadouros (Fig. 61 – regressão linear). No tratamento '2 criadouros' a maior parte das fêmeas (46,7%) foi capturada antes de colonizar criadouros. Nos

demais tratamentos a maior porcentagem de fêmeas (40; 26,6 e 20%) foi capturada após colonizar apenas um dos criadouros disponíveis (**Fig. 61**).

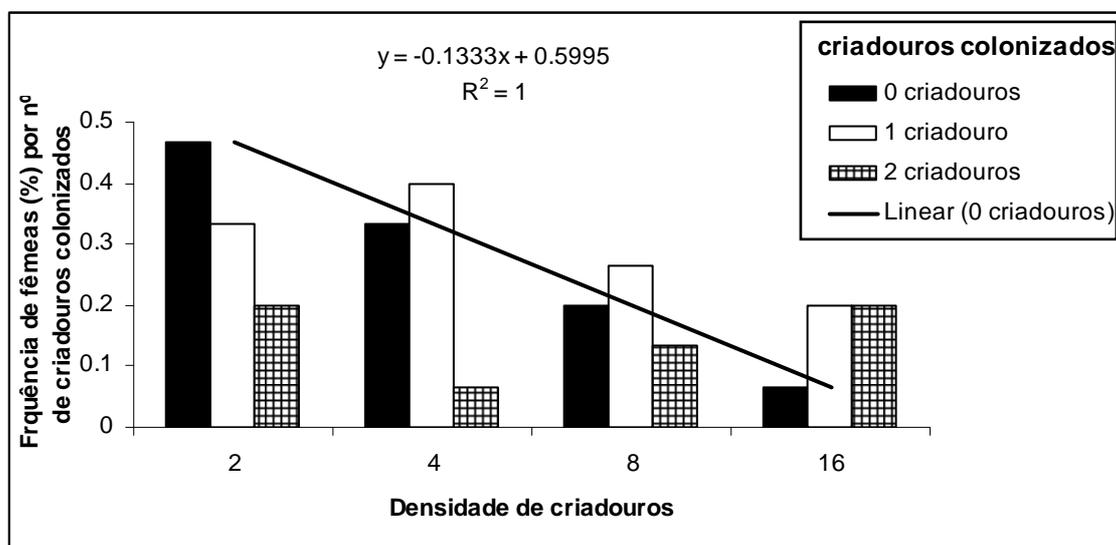


Figura 61: Frequência de fêmeas *Aedes aegypti* categorizadas de acordo com a quantidade de criadouros colonizados antes da captura pela MosquiTRAP, em cada tratamento.

5.3.6- Padrões de distribuição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* ao longo dos criadouros disponíveis – A primeira postura

Devido ao fato de a armadilha MosquiTRAP capturar a maioria das fêmeas antes da deposição total ou parcial do ovos, e influenciar seu padrão natural de distribuição, não foram realizadas as análises da frequência de criadouros em função da quantidade ovos depositados. No entanto, 20 fêmeas (33,3%) foram capturadas após depositarem seus ovos em apenas um criadouro, sendo 5 (25%) no tratamento '2 criadouros'; 7 (35%) no tratamento '4 criadouros'; 5 (25%) no tratamento '8 criadouros'; e 3 (15%) no tratamento '16 criadouros'. Contabilizou-se o número de ovos depositados por estas fêmeas para verificar o número de ovos que são depositados no primeiro criadouro visitado. O número de ovos depositados no primeiro criadouro variou de 1 a 90 e não foi observado um padrão entre estas fêmeas (**Fig. 62**).

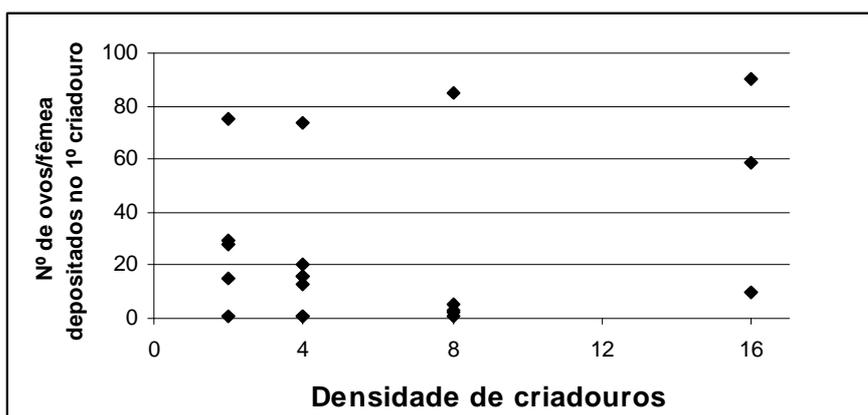


Figura 62: Dispersão do número de ovos depositados pelas fêmeas de *Aedes aegypti* no primeiro criadouro visitado, em condições de semi-campo na presença da MosquiTRAP.

5.3.7 Número de ovos no criadouro “predileto”

Para a análise de ovos no criadouro “predileto” não foram considerados os dados referentes ao experimento 3 (semi-campo na presença da MosquiTRAP), já que a deposição dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti* sofreu influência da armadilha MosquiTRAP e, portanto, não seguiu o padrão natural.

5.3.8 Número de ovos depositados na água e na palheta

Para estes resultados também não foram considerados os dados referentes ao experimento 3, já que a presença da armadilha MosquiTRAP influenciou a deposição natural dos ovos pelas fêmeas de *A. aegypti*.

6- DISCUSSÃO

O presente trabalho avaliou o comportamento de oviposição de fêmeas grávidas, individualizadas, de *A. aegypti* expostas a diferentes densidades de criadouros e em três condições: condições de laboratório, condições de semi-campo na ausência e na presença da armadilha MosquiTRAP. Os resultados encontrados podem diferir daqueles obtidos em campo devido a grande variedade das condições de campo, tais como ocupação humana, diferença fisiológica das fêmeas, diferenças populacionais e diferença dos tipos de criadouros presentes.

Os resultados dos experimentos em condições de laboratório (caixa de acrílico) e de semi-campo (gaiolas, na ausência da armadilha MosquiTRAP) foram muito semelhantes, o que mostra que a diferença de tamanho da área experimental não influenciou significativamente o comportamento de oviposição das fêmeas de *A. aegypti*, na maioria dos aspectos avaliados.

Observou-se que nenhum dos criadouros e das posições dentro das gaiolas de semi-campo foram tendenciosas, o que mostrou a homogeneidade de condições. Este fator é fundamental para a validação dos resultados obtidos nos experimentos, pois posições e/ou criadouros desiguais influenciariam o comportamento natural das fêmeas. Este resultado está de acordo com os testes de calibração realizados por ROQUE & EIRAS (2008) e reforçam a capacidade de utilização destas gaiolas para testes comportamentais do mosquito *A. aegypti*.

No entanto, nas caixas de acrílico em condições de laboratório, foi detectada diferença entre os criadouros/posições 2.2 e 8.6 que receberam significativamente menos ovos que os demais criadouros competidores. Porém esta diferença foi pontual e parece não ter alterado os resultados gerais, já que estes foram semelhantes aqueles encontrados nas gaiolas que apresentaram homogeneidade.

A grande variação observada no número de ovos depositados por cada fêmea provavelmente é devida a diferenças individuais e ao número de fêmeas testadas. Apesar disso, as médias de ovos coletados em todos os tratamentos, nos experimentos 1 (condições de laboratório) e 2 (Semi-campo na ausência da MosquiTRAP) estão de acordo com a literatura, que cita a deposição de

cerca de 60 a 120 ovos/fêmea, a cada ciclo gonotrófico (CHRISTOPHER, 1960; GILLETT, 1962). Em experimento similar ao do presente trabalho, onde foi testada uma única fêmea por repetição, foram obtidas médias de 75 e 76 ovos/fêmea em duas condições de umidade diferentes (80% e 51%, respectivamente), o que também corresponde às médias mensuradas no presente trabalho (MADEIRA *et.al.*, 2002).

A ausência de diferença entre o número de ovos depositados em função do número de criadouros disponíveis, também condiz com a literatura, que demonstrou que a maior parte dos ovos ou a sua totalidade é depositada entre o 3º e o 6º dia após a realização do repasto sanguíneo (CHRISTOPHERS, 1960; GOMES, 2006; REITER, 2007). Como as fêmeas utilizadas no presente trabalho permaneceram nas áreas de teste do terceiro ao sétimo dia após a realização do repasto sanguíneo, era de se esperar que fossem depositados todos os ovos, independente da quantidade de criadouros disponíveis.

É importante ressaltar que mesmo quando foi oferecido apenas um criadouro, a quantidade média de ovos depositados não diferiu da dos demais tratamentos. HARRINTON & EDMAN (2001) postularam que a oviposição pode ocorrer em apenas um criadouro, caso não haja outros disponíveis ou caso seja encontrado um criadouro grande e apropriado. Este comportamento seria mais seguro e econômico, do ponto de vista energético, para as fêmeas de *A. aegypti*. A literatura descreve também a total deposição de ovos em apenas um criadouro em fêmeas previamente forçadas a reter seus ovos (CHADEE, 1997; CHADEE, 2010). Portanto, conclui-se que apesar de as fêmeas de *A. aegypti* apresentem o comportamento de “skip-oviposition”, ele não é obrigatório e a deposição dos ovos pode ocorrer em apenas um criadouro caso não haja outros disponíveis.

Todos estes fatores explicam o fato de as médias de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti* não terem se alterado nas diferentes densidades de criadouros nem nos diferentes tamanhos e condições das áreas de teste.

No presente estudo foi observado que a porcentagem de ovos depositados diretamente na água aumenta com a densidade de criadouros. Em todas as densidades foi encontrada uma proporção muito superior às descritas na literatura, de ovos depositados na água, com média percentual mínima de $19,4 \pm 25,2\%$ e máxima de $71 \pm 27\%$. De acordo com alguns autores o

mosquito *A. aegypti* raramente oviposita diretamente na água, pois exhibe preferência em depositá-los na parede do recipiente logo acima da linha da água. A deposição de ovos da água só seria realizada em recipientes extremamente lisos que não oferecem aderência suficiente (CHRISTOPHER, 1960; FAY & PERRY, 1965). A porcentagem de ovos na água encontrada no presente estudo, não deve ser considerada baixa nem desprezível como sugerido por alguns autores (CHADEE & COBERT, 1987; CHADEE *et al.*, 1995). A porcentagem total destes ovos (34%) se aproxima daquela descrita por MADEIRA *et al.*, (2002) em experimentos realizados no Brasil. Os autores observaram que 42,9% e 57,3% dos ovos foram depositados na água, por duas populações diferentes, a 80% de umidade relativa do ar. Quando a umidade relativa das áreas teste foi reduzida para 51%, as mesmas populações depositaram maior porcentagem de ovos na água (61,4% e 63,2%) demonstrando que esta porcentagem não é baixa nem desprezível como descrito na literatura, pelo menos nas populações brasileiras testadas (MADEIRA *et al.*, 2002). Portanto a umidade relativa foi inversamente proporcional à quantidade de ovos depositados na água. Segundo estes autores, esta variação poderia ser importante para manter a população de insetos em períodos de seca, quando os criadouros não seriam reabastecidos de água e os ovos depositados na parede do recipiente não eclodiriam.

Outros autores também perceberam diferenças de proporção de ovos depositados na água, quando alguma condição é alterada. CHADEE *et al.*, (1995) observaram um aumento de 9,3% para 12,6%, da estação úmida para estação seca, respectivamente. Porém a ausência de uma estação seca adequada impediu estes autores de realizarem uma análise mais aprofundada. No entanto estes resultados não condizem com o que foi observado no presente estudo, pois houve uma correlação positiva do aumento da proporção de ovos na água, em função do aumento de criadouros.

No Brasil, é preconizado pelo Ministério da Saúde a utilização, pelos municípios, das armadilhas ovitrampa para obtenção dos índices de infestação (*Índice de Positividade de Ovitampa* = número de armadilhas positivas x 100/número de armadilha vistoriada e *Índice de Densidade de Ovo* = número de ovos/número de armadilhas positivas) através da contagem do número de ovos nas palhetas das ovitrampas instaladas (MINISTÉRIO DA SAÚDE,

2010a). Nestes levantamentos são desprezados os líquidos (água ou infusão de feno) presentes nas ovitrampas sem qualquer tipo de análise. Esta prática é condizente com os resultados encontrados por diversos pesquisadores que obtiveram proporções de ovos encontrados na água muito baixa (CHRISTOPHER, 1960; FAY & PERRY, 1965; CHADEE & COBERT, 1987; CHADEE *et al.*, 1995). Porém, no trabalho de MADEIRA *et al.*, (2002) e no presente trabalho, ambos realizados no Brasil, foram encontradas altas taxas de ovos na água das ovitrampas. Esta elevada quantidade de ovos encontrada na água pode estar contribuindo para geração de Índices de Densidade de Ovos defasados, em consequência da desconsideração dos ovos presentes na água das armadilhas. Além disso, 16,7 e 37% dos criadouros positivos, respectivamente em condições de laboratório e semi-campo sem a MosquiTRAP, continham apenas ovos na água. Nos levantamentos municipais estas armadilhas seriam registradas como negativas para a presença de ovos de *A. aegypti*, o que poderia gerar resultados falso negativos no Índice de Positividade de Ovitrampas. Portanto seria recomendável a realização de novos estudos com o objetivo de mensurar a real proporção de ovos depositados na água das ovitrampas em campo, para evitar uma subestimação dos índices gerados com dados destas armadilhas, que poderiam comprometer o trabalho de combate ao vetor e contribuir para a disseminação do vírus do dengue.

O comportamento das fêmeas de *A. aegypti* realizarem a postura em “skip ovoposition” ou “oviposição em saltos” e sua importância para a sobrevivência dos insetos e para a disseminação do dengue já foi relatado para esta espécie em diversos trabalhos (CHRISTOPHERS, 1960; FAY & PERRY, 1965; CHADEE *et al.*, 1991; COBERT & CHADEE, 1993; APOSTOL *et al.*, 1994; REITER *et al.*, 1995; HONÓRIO *et al.*, 2003; REITER, 2007; CHADEE, 2010). Porém constatou-se que este comportamento, embora amplamente utilizado e observado em 92,6% das fêmeas testadas, pode não ocorrer mesmo quando há mais de um criadouro, como observado oito vezes (7,4%) no presente trabalho, dados semelhantes aos encontrados por CHADDE (2010).

O número de criadouros utilizados pelas fêmeas de *A. aegypti* obtidos nos experimentos em condições de laboratório e semi-campo na ausência da

MosquiTRAP corroboram com a literatura pois confirmaram a tendência das fêmeas utilizarem mais de um criadouro para deposição dos ovos, quando disponível. CHADEE, 2010 observou que 94% das fêmeas testadas utilizaram mais de um criadouro em condições de laboratório semelhantes à do presente estudo, onde uma fêmea individual foi submetida a uma densidade de oito criadouros. Segundo o autor, a maior percentagem das fêmeas utilizou de 2 a 4 criadouros e o número máximo de criadouros utilizados foi sete. No entanto o experimento teve duração de apenas 48 horas. Este foi o único estudo, dentre os consultados, que utilizou apenas uma fêmea por teste. Os demais trabalhos estimaram indiretamente o número de criadouros que uma fêmea pode colonizar à partir de dados obtidos em campo. Alguns autores utilizaram a ovitrampa como criadouro e sugeriram que as fêmeas de *A. aegypti* utilizam de 12 a 120 criadouros, pois depositam de 1 a 12 ovos em cada um deles e produzem em média 120 ovos (REITER, 1995). Outros trabalhos também indicam que as fêmeas podem utilizar um elevado número de criadouros já que a maioria das ovitrapas instaladas em campo abrigava no máximo 30 ovos e que provavelmente estes ovos foram depositados por diferentes fêmeas (CHADEE & COBERT, 1987; CHADEE *et al.*, 1990b; CHADEE & COBERT, 1991; CHADEE 1992; CHADEE 2009). APOSTOL *et al.* (1994), observou resultado semelhante quando avaliou o número de ovos depositados por cada fêmea em criadouros naturais, à partir da técnica do RAPD-PCR, e obteve uma média de 11 ovos/fêmea por criadouro, o que, segundo REITER (1995), possibilitaria a colonização de pelo menos 10 criadouros. Porém estes dados parecem estar superestimados.

No presente estudo, as maiores médias do número de criadouros colonizados foram $4,9 \pm 1,6$ e $5,7 \pm 2,3$ nas densidades de 8 e 16 criadouros, respectivamente, e em condições de laboratório. Em condições de semi-campo estas médias foram ainda menores: $3,4 \pm 1,6$ e $5,5 \pm 2,7$ para as mesmas densidades citadas acima. Mesmo na densidade máxima (16 criadouros), nenhuma das 27 fêmeas testadas em condições de laboratório e semi-campo na ausência da MosquiTRAP utilizou os 16 criadouros. O número máximo de criadouros utilizados foi 11, e por apenas uma das fêmeas. Em ambas as condições experimentais, à medida que mais criadouros eram oferecidos, a quantidade de criadouros colonizados aumentou. Porém, este aumento tendeu

a se estabilizar quando eram oferecidos 8 e 16 criadouros. À partir destes resultados é possível sugerir que este número não deve aumentar muito em populações de campo, ao contrário do que está previsto na literatura citada. A divergência entre os dados da literatura e os encontrados neste estudo pode ser resultado da metodologia utilizada, já que nos trabalhos de campo não foi observado a atividade das fêmeas individualmente. Além disso, em situações de campo pode haver muito mais do que 16 criadouros disponíveis. Por isso nos próximos trabalhos sugere-se verificar como as fêmeas responderiam a uma densidade de 32 ou mais criadouros. Desta forma, poderíamos avaliar com maior precisão se o número de criadouros previsto na literatura está realmente superestimado

Apesar de indicarem uma menor capacidade de colonização de criadouros, os padrões de oviposição observados no presente estudo estão de acordo com os obtidos em campo em um importante aspecto: a maior porcentagem de criadouros continha de um a 11 ovos, principalmente em altas densidades de criadouros (CHADEE & COBERT, 1987; CHADEE 1992; APOSTOL *et al.* 1994; REITER, 1995; CHADEE 2009). Porém pela primeira vez foi observado o padrão das fêmeas de escolherem apenas um dos criadouros (o “criadouro predileto”) para deposição de mais de 50% dos seus ovos. Este comportamento poderia explicar as divergências entre o número de criadouros que podem ser utilizados pelas fêmeas, relatados na literatura e aqueles mensurados neste estudo. Caso o padrão do “criadouro predileto” seja também realizado em condições de campo, a estimativa do número de criadouros colonizados pelas fêmeas estaria realmente prejudicada pois só levou em conta o fato da maioria das fêmeas depositarem de um a 11 ovos nos criadouros, o que elevou as estimativas do número de criadouros colonizados. Porém, se a deposição da maior parte dos ovos no “criadouro predileto” fosse considerada, estas estimativas se reduziriam a médias semelhantes aquelas que foram encontradas no presente trabalho.

Apesar da forte tendência observada no presente estudo, das fêmeas de *A. aegypti* depositarem a maior parte de seus ovos no “criadouro predileto” mesmo quando todos os criadouros disponíveis são idênticos, não há nenhuma referência sobre este comportamento na literatura consultada, o que pode indicar que trata-se de um dado novo. À partir dos resultados não foi possível

concluir de que forma ocorre a escolha do “criadouro predileto”, mas os dados do experimento realizado em condições de semi-campo na presença da armadilha MosquiTRAP, sugerem que não necessariamente é o primeiro criadouro visitado.

Se este comportamento também for realizado por fêmeas do campo, o criadouro “predileto” provavelmente seria muito bem escolhido e atenderia às condições destacadas por diversos autores, que funcionam como atraentes para oviposição, tais como grande volume de água, grande superfície de reflexão do espelho d’água, coloração escura, presença e concentração ideal de imaturos co-específicos e ausência de predadores (CHADEE *et al.*, 1990; ALLAN & KLINE, 1995; ZAHIRI *et al.* 1997 ZAHIRI & MANFRED, 1998; COLTON *et al.*, 2003). Provavelmente devido a estas razões, as armadilhas ovitrampas não recebem grande quantidade de ovos de cada fêmea que as utiliza, já que possuem tamanho, volume e superfície de reflexão reduzidos, e, dependendo da densidade vetorial da região, podem abrigar um número elevado de ovos de diversas fêmeas, o que poderia também atuar como um repelente de oviposição (CHADEE, 1990; ZAHIRI *et al.* 1997 ZAHIRI & MANFRED, 1998). Além disso, em campo pode haver criadouros competidores com condições muito mais favoráveis que receberiam a maior parte dos ovos de cada fêmea. Provavelmente, este é o motivo do baixo número de ovos encontrados por ovitrampa em outros experimentos (CHADEE & COBERT, 1987; CHADEE *et al.*, 1990b; CHADEE, 1992; APOSTOL *et al.*, 1994; REITER *et al.*, 1995; CHADEE, 2009). Estas características, juntamente com a escassez de trabalhos que analisem apenas uma fêmea individualmente, podem justificar o fato de que a deposição em um “**criadouro predileto**” não tenha sido relatada na literatura.

Portanto, os resultados obtidos no presente estudo, e outros já discutidos, sugerem que as fêmeas de *A. aegypti* distribuem seus ovos em número limitado de criadouros, variando de 2 a 10, e colocam uma pequena parte de seus ovos (geralmente de um a 11 ovos) em vários criadouros, escolhendo apenas um deles para colocar a maioria (50% ou mais) de seus ovos.

CHADEE (2010), recomendou que os órgãos de controle do vetor *A. aegypti*, deveriam realizar a remoção de criadouros das localidades infestadas

e introduzir criadouros controlados para que as fêmeas coloquem todos os seus ovos. A partir dos dados do presente experimento, sugere-se que esta estratégia pode ser válida, desde que estes criadouros controlados sejam extremamente atraentes para as fêmeas, para serem “eleitos como predileto”, pois assim ele receberia a maior parte dos ovos de muitos outros criadouros. No entanto, se a estimativa de que as fêmeas depositem aproximadamente 50% dos seus ovos no criadouro predileto estiver próxima da realidade, e um criadouro controlado “ideal” for instalado no ambiente, o restante dos ovos ainda pode ser distribuído em outros criadouros do ambiente. Portanto, a armadilha MosquiTRAP poderia ser uma ferramenta útil para reduzir esta distribuição, já que é considerada uma armadilha atrativa para as fêmeas e com a capacidade de capturá-las

Quando a armadilha MosquiTRAP foi adicionada às gaiolas de semi-campo (Experimento 3) as médias de ovos depositados e de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* foram significativamente menores em todas as densidades de criadouros. Esta redução ocorreu devido à capacidade da armadilha MosquiTRAP de capturar fêmeas de *A. aegypti* em atividade de oviposição e, portanto antes da deposição parcial ou total de seus ovos (GAMA *et al.*, 2007; FAVARO *et al.*, 2006; ROQUE & EIRAS, 2008; EIRAS & RESENDE, 2009).

No presente trabalho 90% das fêmeas foram capturadas pela MosquiTRAP. Porém, observou-se uma redução da eficácia da MosquiTRAP, evidenciada pela redução da taxa de captura das fêmeas, pelo aumento do tempo gasto na captura e também pelo aumento do número de ovos e de criadouros colonizados, em função do aumento da densidade de criadouros disponíveis. Apesar disso, a armadilha se mostrou eficaz em reduzir o número médio de ovos depositados e de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* mesmo quando competia com a densidade máxima de criadouros testada (16).

Foi observado que a armadilha MosquiTRAP obteve as maiores taxas de captura de fêmeas nas categorias de tempo que compreendiam os períodos diurnos. Dentre estas categorias, aquela na qual ocorreu a maior taxa de captura (59,2%) compreendeu as primeiras 10 h de experimento. Estes resultados estão de acordo com a literatura, que descreve dois picos de

atividade de oviposição realizada pelas fêmeas de *A. aegypti*, sendo um pela manhã, de 6:00 às 8:00 hrs, e outro à tarde 16:00 às 18:00, sendo que a oviposição noturna é praticamente nula, devido a falta de estímulos visuais para escolha dos criadouros e baixa atividade das fêmeas nesse período (FAY & PERRY, 1965; SURTEES, 1967; CHADEE & CORBET, 1990a; CHADEE, 1992; CHADEE *et al.*, 1995; GOMES, 2006). Apesar do tempo de captura ter aumentado em função da densidade criadouros, mais de 80% das fêmeas foram capturadas nas primeiras 34 horas de experimento, que abrangia o 3º e a 4º dia após a realização do repasto sanguíneo. Este dado também corrobora com a literatura que descreve a maior taxa de deposição de ovos nos dia 3 e 4 após a realização da alimentação sanguínea. (CRISTOPHERS, 1960; GOMES, 2006). Este resultado tem implicação operacional, pois se a captura ocorre nos primeiros dias/horas da atividade ovipositora das fêmeas de *A. aegypti*, a possibilidade de as fêmeas distribuírem seus ovos em outros criadouros diminui. Porém, em decorrência do desconhecimento do tempo exato no qual as capturas foram realizadas não foi possível dar tratamento estatístico a estes dados. Este resultado também fornece subsídios para que os próximos experimentos realizados tenham duração menor do que as do presente experimento (de 96 h para 48h), o que agilizaria a obtenção de dados e, conseqüentemente, aumentaria o número de fêmeas testadas.

Portanto a armadilha MosquiTRAP mostrou-se uma ferramenta que pode ser útil no combate ao vetor. A redução da quantidade de ovos depositados poderia, à longo prazo, resultar no controle da população de insetos já que cada fêmea capturada deixa de acrescentar até 120 ovos no ambiente a cada ciclo gonotrófico, os quais gerariam novas fêmeas que também colocariam mais ovos no ambiente. A redução do número de criadouros colonizados contribuiria também com a redução da disseminação do vírus do dengue, já que diversos autores postularam que a dispersão das fêmeas é guiada pela oviposição e que esta dispersão acaba por dispersar também o vírus do dengue na população humana. (REITER, 1995; EDMAN *et al.*, 1998; HONÓRIO *et al.*, 2003). Desta forma, além de a armadilha MosquiTRAP gerar índices de vigilância entomológica precisos e em tempo real, dispensando mão de obra em laboratório (EIRAS, 2002; EIRAS *et al.*, 2003; GAMA *et al.*, 2006; EIRAS, 2006), esta armadilha seria também capaz de

auxiliar o controle do mosquito *A. aegypti* mesmo quando compete com outros criadouros presentes no ambiente.

Porém em situações de campo pode haver um número de criadouros muito superior a 16. Portanto novos estudos devem ser realizados para avaliar a eficácia da armadilha MosquiTRAP em situações nas quais competiria com um número ainda maior de criadouros.

Finalmente, é importante ressaltar que o presente trabalho foi realizado em condições de laboratório e de semi-campo e com insetos obtidos em uma colônia de laboratório. E, além disso, o número máximo de criadouros disponíveis testados foi 16. Portanto outros estudos devem ser realizados para observar se os resultados obtidos em todos os experimentos se repetem em outras populações e em situação de campo.

7 CONCLUSÕES

- 1- O número de ovos depositados por fêmeas grávidas de *Aedes aegypti* em condições laboratório e de semi-campo foi semelhante, e independente da densidade de criadouros;
- 2- O tamanho da área experimental não altera o padrão de postura e a quantidade de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti*;
- 3- As fêmeas de *A. aegypti* apresentaram o comportamento de “oviposição em saltos” quando mais de um criadouro foi oferecido;
- 4- O número de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* tendeu a aumentar à medida que o número de criadouros disponíveis aumentava, porém este número é geralmente inferior a dez criadouros, nas condições testadas;
- 5- A maior parte dos criadouros que tiveram oviposição recebeu de um a 11 ovos de *A. aegypti*;
- 6- As fêmeas de *A. aegypti* depositam aproximadamente 50% de seus ovos em apenas um dos criadouros disponíveis e este criadouro foi denominado “criadouro predileto”;
- 7- A quantidade de ovos depositados na água da armadilha de oviposição pelas fêmeas de *A. aegypti* foi significativa e pode ser relevante nos estudos epidemiológicos que geralmente desprezam esta observação;
- 8- Em condições de semi-campo, a armadilha MosquiTRAP reduziu significativamente o número de ovos depositados pelas fêmeas de *A. aegypti* quando competia com 2, 4, 8 e 16 criadouros;
- 9- A armadilha MosquiTRAP foi capaz de reduzir significativamente o número de criadouros colonizados pelas fêmeas de *A. aegypti* quando competiu com 2, 4, 8 e 16 criadouros;
- 10- Em condições de semi-campo, a captura de fêmeas de *A. aegypti* liberadas 72 horas após a realização do repasto, ocorreu majoritariamente durante o dia e nas primeiras 48 horas, na armadilha MosquiTRAP.

8 PERSPECTIVAS

Os resultados deste estudo geraram novos questionamentos a cerca do comportamento de oviposição das fêmeas de *A. aegypti* e da eficácia da armadilha MosquiTRAP.

Em experimentos futuros, deve-se testar uma densidade de criadouros superior a 16, para verificar se a quantidade de criadouros colonizados realmente se estabiliza e se continua ocorrendo a escolha de um “criadouro predileto”, que recebe a maioria dos ovos.

Experimentos de filmagem do comportamento de oviposição das fêmeas e *A. aegypti* devem ser feitos para compreender a ordem de deposição dos ovos e da escolha do “criadouro predileto”.

Experimentos em campo com diferentes quantidades de criadouros naturais devem ser realizados para testar a eficácia da armadilha MosquiTRAP em reduzir a quantidade de ovos e de criadouros colonizados, em situações reais e competindo com criadouros naturais.

Experimentos em campo deverão ser realizados para verificar a porcentagem de ovos depositados na água das armadilhas ovitrampa.

9 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALLAN, A.S & KLINE, D.L. Evaluation of organic infusions and synthetic compounds mediating oviposition in *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *J Chem Ecol* 1995; 21:1847-1860.

APOSTOL, B.L, BLACK, W.C III, REITER, P, MILLER B.R., Use of randomly amplified polymorphic DNA amplified by polymerase chain reaction markers to estimate the number of *Aedes aegypti* families at oviposition sites in San Juan, Puerto Rico. *Am J Trop Med Hyg* 1994; 51:89-97.

BARATA, E. F., COSTA, A.I.P., CHIARAVALLLOTI NETO, F., BARTA, J.M.S. & NATAL, D. População de *Aedes aegypti* (L.) em área endêmica de dengue, no Sudeste do Brasil. *Rev. Saúde Pública*. 2001; 35: 237-242.

BATES, M. The natural History of Mosquitoes. New York: The Macmillan Company; 1949. 379 pp.

BENTLEY, M.D & DAY, J.F. Chemical ecology and behavioral aspects of mosquito oviposition. *Ann Rev Entomol* 1989; 34:401-421.

BRAGA, I.A., GOMES A.D., NELSON, M., MELLO, R.D., BERGAMASCHI, D.P. & J.M. DE SOUSA.. Comparative study between larval surveys and ovitraps to monitor population of *Aedes aegypti*. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2000; 33:347-53.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (CDC). *Dengue Fever*. 2005; Disponível em: <www.cdc.gov/ncidod/dvbid/dengue/index.htm>. Acesso em: 15 dez. 2008.

CHADEE, D.D. Seasonal incidence and vertical distribution patterns of oviposition by *Aedes aegypti* in an urban environment in Trinidad, West Indies. *J Am Mosq Con Ass.* 1991; 7(3): 383-386.

CHADEE, D.D. Seasonal incidence and horizontal distribution patterns of oviposition by *Aedes aegypti* in an urban environment in Trinidad, West Indies. *J Am Mosq Con Ass.* 1992; 8(3): 281-284.

CHADEE, D.D. Effects of forced-egg-retention on the oviposition patterns of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Bull of Entomol Res.* 1997; 87: 649–651.

CHADEE, D.D. Observations on the seasonal and vertical distribution patterns of oviposition by *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) in urban high-rise apartments in Trinidad, West Indies. *J Vector Ecol* 2004; 29:323-330

CHADEE, D.D. Oviposition strategies adopted by gravid *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) as detected by ovitraps in Trinidad, West Indies (2002-2006) *Acta Tropica*. 2009; 111:279-283

CHADEE, D.D. The diel oviposition periodicity of *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) in Trinidad, West Indies: effects of forced egg retention. Bull of Entomol Resea 2010; 1-5.

CHADEE, D.D. & CORBET, P.S. Seasonal incidence and diel patterns of oviposition in the field of the mosquito, *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) in Trinidad, W.I.: a preliminary study. Ann Trop Med Parasitol. 1987; 81: 151–161.

CHADEE DD & CORBET P.S. Diel patterns of oviposition indoors of the mosquito *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) in Trinidad, W.I.: a preliminary study. Ann Trop Med Parasitol. 1990; 84: 79-84.

CHADEE DD & CORBET P.S. The gonotrophic status of female *Aedes aegypti* (L.) overnight at the oviposition site (Diptera: Culicidae). Ann Trop Med Parasitol. 1991; 85:461-466.

CHADEE, D.D., CORBET, P.S, & GREENWOOD, JJD. Egg-laying yellow fever mosquitoes avoid sites containing eggs laid by themselves or by conspecifics. Entomol Exp Appl 1990; 57:295-298.

CHADEE D.D., CORBET P.S., TALBOT H. Proportions of eggs laid by *Aedes aegypti* on different substrates within an ovitrap in Trinidad, West Indies. Med Vet Entomol. 1995; 9: 66-70.

CHENG, M.L., HO, B.C., BARTNETT, R.E. & GOODWIN, N.. Role of a modified ovitrap in the control of *Aedes aegypti* in Houston, Texas, USA. Bull of the World Health Organ 1982; 60:291-296.

CHRISTOPHERS, S. *Aedes aegypti* (L.) The yellow fever mosquito. Its life history, bionomics and structure. Cambridge, UK: The University Press; 1960; 739 p.

CLEMENTS, A.N. The biology of mosquitoes. Sensory reception and behavior. (2nd Edition). CABI Publishing, New York. 2000; 740 p.

COBERT, P.S & CHADEE, D.D. An improved method for detecting substrate preferences shown by mosquitoes that exhibit 'skip oviposition'. Phys Entomol 1993; 18:114-118.

COLTON, Y.M, CHADEE, DD & SEVERSON, D.W. Natural skip oviposition of the mosquito *Aedes aegypti* indicated by codominant genetic markers. Med Vet Entomol 2003; 17:195-204.

CONSOLI, R.A.G.B. & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Rio de Janeiro, Fiocruz, 1994; 228p.

EDMAN, J.D, SCOTT, T.W, COSTERO, A, MORRISON, A.C., HARRINGTON, L. C., CLARK, G. G. *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) movement influenced by availability of oviposition sites. J Med Entomol 1998; 35:578-583.

EIRAS, A.E. Armadilha para a captura de insetos. Depósito de patente no Brasil: PI0203907-9. 2002; Data 05/09/2002.

EIRAS, A.E. Culicídeos. pp. 355-367 In: Parasitologia Humana. Eds. D.P. Neves, A.L. de Melo, O. Genaro & P.M. Linardi. 11th Ed. Atheneu, Rio de Janeiro, Brazil. 2005. 494 p.

EIRAS, A.E. The role of human odours in host location behaviour by female *Aedes aegypti* (Diptera:Culicidae).Tese Ph.D., University of Southampton, Inglaterra. 1991; 122 p.

EIRAS, A. E. & SANT'ANA, A. L.. Atraentes de oviposição de mosquitos. Depósito de Patente no Brasil: PI0106701-0. 2001; Data 20/12/2001.

EIRAS, A.E. & JEPSON, P.C. Host location by *Aedes aegypti* (Diptera:Culicidae): a wind tunnel study of chemical cues. Bull. Entomol Res. 1991; 81:151-160.

EIRAS, A. E., SILVA, I. M. & RESENDE, M. C. Proposta de novo método de monitoramento e de novos índices de vigilância entomológica usando MosquiTRAP[®], uma nova armadilha para a captura de adultos do mosquito *Aedes aegypti*. Relatório técnico de pesquisa submetido a FNS. 2003; 36p.

EIRAS AE, RESENDE MC. Preliminary evaluation of the "Dengue-MI" technology for *Aedes aegypti* monitoring and control. Cad. Saúde Pública 2009; 25 Suppl 1:45-S58.

EIRAS, A.E, RESENDE, M.C & SILVA, I.M. Proposta de validação da MosquiTRAP[®] e do Sistema de Monitoramento Inteligente (MI-Dengue): uma nova tecnologia para o monitoramento e geração de índices de vigilância entomológica para o Programa Nacional de Controle do dengue. Relatório técnico submetido à SVSMS, 2006; 177p.

FAVARO, E. A., DIBO, M. R., MONDINI, A., FERREIRA, A. C., BARBOSA, A. A. C., EIRAS, A. E., BARATA, E.A.M.F. & CHIARAVALLLOTI-NETO, F. Physiological state of *Aedes (Stegomyia) aegypti* mosquitoes captured with MosquiTRAPs[®] in Mirrasol, São Paulo, Brazil. J. Vector Ecol. 2006; 31:285-291.

FAY, R.W. & ELIASON, D.A. A preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. Mosq. News. 1966; 26: 531-535.

FAY, R.W. & PERRY, A.S. Laboratory studies of oviposition preferences of *Aedes aegypti*. Mosq. News.1965; 25:276-281.

FOCKS D.A. A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors. WHO, Genebra. 2003; 40p.

- FORATTINI, O.P. Culicidologia médica. São Paulo: Edusp. 2002; 2, 864 p.
- FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. Dengue – Instrução para pessoal de combate ao vetor: Manual de normas técnicas. – 3a ed., rev. Brasília: Ministério da Saúde: Fundação Nacional da Saúde. 2001; 84p.
- FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE (FUNASA). Programa Nacional de Controle do dengue (PNCD). Brasília. 2002;34p.
- GAMA, R.A. Avaliação da armadilha MosquiTRAP[®] como uma nova ferramenta nomonitoramento do mosquito *Aedes aegypti* (Diptera:Culicidae) em campo. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Minas Gerais, 2005. 121p.
- GAMA, R.A.; SILVA, I.M.; RESENDE, M.C. & EIRAS, A.E. Evaluation of the sticky MosquiTRAP[®] for monitoring *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in the district of Itapoã, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil. *Neotrop Entomol.* 2007; 36: 294-302.
- GILLETT, J.D. Contributions to the oviposition by the individual mosquitoes in a population. *Journal of Insect Physiology.* 1962; 8:665-681.
- GOMES, A.C. Medidas dos níveis de infestação urbana para *Aedes (stegomyia) aegypti* e *Aedes (Stegomyia) albopictus* em programa de vigilância entomológica. *Inf Epidemiol SUS* 1998; 7:49-57.
- GOMES A.S., DE SÁ SCIAVICCO, C.J. & EIRAS, A. E. Periodicity of oviposition of females of *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera:Culicidae) in laboratory and field. *Rev. Bras. Med. Trop.* 2006; 39:327-332.
- GUBLER, D.J. *Aedes aegypti* and *Aedes aegypti*-borne disease control in the 1990s: top down or bottom up. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1989; 40 571-8.
- GUBLER, D.J. Dengue and dengue hemorrhagic fever: its history and resurgence as a global public health problem. CAB International, London, United Kingdom. *In* D. J. GUBLER, and G. KUNO, Dengue and dengue hemorrhagic fever. 1997; p. 1-22.
- HARRINGTON, L.C, EDMAN, JD, SCOTT, TW. Why do females *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) feed preferentially and frequently on human blood? *J. Med. Entomol.* 2001; 38(3): 411-422.
- HARRINGTON, L.C, PONLAWAT, A, EDMAN, JD, SCOTT, TW & VERMEYLEN, F. Influence of container size, location,, and time of day on Oviposition Patterns of the Dengue Vector, *Aedes aegypti*, in Thailand. *Vector Borne Zoonotic Dis* 2008; 8:415-423.
- HOLLANDER, M & WOLFE, D. A. *Nonparametric statistical inference.* New York: John Wiley & Sons. 1973; Página 139–146.

HONÓRIO, N.A, SILVA, W.C, LEITE, PJ, GONÇALVES, J.M, LOUNIBOS, L.P, LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. Dispersal of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in a urban endemic dengue area in the state of Rio de Janeiro, Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2003; 98:191-198.

KLOWDEN, M.J. & BRIEGEL, H. Mosquito gonotrophic cycle and multiple feeding potential: contrasts between *Anopheles* and *Aedes* (Diptera: Culicidae). J Med Entomo. 1994; 31,618-22.

LOZOVEI, A. L. In: Carlos Brisola Marcondes. Entomologia médica e veterinária. 1. ed. Rio de Janeiro: Editora Atheneu. 2001; 1. 432 p.

MADEIRA, N.G. MACHARELLI, C.A. CARVALHO, L.R. Variation of the oviposition preferences of *Aedes aegypti* in function of substratum and humidity. Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2002; 97(3): 415-420.

MARQUES, C.C.A., MARQUES, G.R.A.M., BRITO, M., SANTOS-NETO, L.G., ISHIBASCHI, V.C. & GOMES, F.A. Comparative study of the efficiency of larval and ovitraps for surveillance of dengue and yellow fever vectors. Rev. Saúde Pública. 1993; 27: 237-41.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Disponível em <[http:// www.saude.gov.br](http://www.saude.gov.br)> 2008. Cited:23 Set. 2008

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Disponível em http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/diretrizes_epidemias_dengue_11_02_10.pdf 2010a. Cited: 1 Fev. 2010.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Disponível em http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/tab_casos_dengue_bra_gr_uf_97_09.pdf 2010b. Cited: 01 fev. 2010.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Disponível em http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/informe_epidemiologico_semana_1a52_09_revisado.pdf 2010c. Cited: 03 fev. 2010.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Disponível em http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/nt_denv_4reveduardo2.pdf 2010d. Cited: 28 ago. 2010

MOGI, M. & MOKRY, J. Distribution of *Wyeomyia smithii* (Diptera: Culicidae) eggs in pitcher plants in Newfoundland, Canada. Trop. Med. 1980; 22:1-12.

MORATO, V.C.G, TEIXEIRA, M.G, GOMES, A.C, BERGAMASCHI, D.P, BARRETO, M.L. Infestation of *Aedes aegypti* estimated by oviposition traps in Brazil. Rev Saúde Pública 2005;39:553-558.

ORGANIZAÇÃO PANAMERICANA DE LA SALUD. El dengue y la fiebre hemorrágica de dengue en las Américas: una vision general del problema. Bol. Epidemiol. 1992; 13:115-128.

ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD. *Aedes aegypti*: Biología & Ecología. Washington, D.C., 1986; 50p.

ORGANIZAÇÃO PANAMERICANA DE SAÚDE (OPAS). Dengue y dengue hemorrágico en las Américas: guías para su prevención y control. Washington. Publicação Científica 1995; n.º 548. 109 p.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE. Dengue hemorrágico: diagnóstico, tratamento e controle. Ginebra. 1987.

PAN AMERICAN HEALTH ORGANIZATION. Guidelines for Prevention and Control of Dengue and Dengue Hemorrhagic Fever in the Americas. Washington, D.C: Pan American Health Organization; 1994.

PESSÔA, S.B. & A.V. MARTINS. Parasitologia Médica. Guanabara Koogan, RJ 1982; 11a ed. 1002p.

RAWLINS, S.C., MARTINEZ, R., WILTSHIRE, S. & LEGALL, G. A comparison of surveillance systems for the dengue vector *Aedes aegypti* in port of Spain, Trinidad. J. Am. Mosq. Control. Assoc. 1998; 14:131-136.

REITER, P. Oviposition, dispersal, and survival in *Aedes aegypti*: Implications for the efficacy of control strategies. Vector Borne Zoonotic Dis 2007; 7:261-273.

REITER, P, AMADOR, M.A, ANDERSON, R.A, CLARK, G.G.. Dispersal of *Aedes aegypti* in the urban area after blood feeding as demonstrated by rubidium-marked eggs. Am J Trop Med Hyg 1995; 52:177-179.

REITER, P, GUBLER, D.J. Surveillance and control of urban dengue vectors. In Gubler DJ, Kuno G, eds. Dengue and Dengue Hemorrhagic Fever. New York: CAB International; 1997:425-462.

RITCHIE, A.S, LONG, S, HART, A, WEBB, C.E, RUSSELL, R.C. An adulticidal sticky ovitrap for sampling container-breeding mosquitoes. J Am Mosq Contr Assoc 2003; 19: 235-242.

ROQUE, R.A, EIRAS, A.E. Calibration and evaluation of field cage for oviposition study with *Aedes (Stegomyia) aegypti* female (L.) (Diptera: Culicidae). Neotrop Entomol 2008; 37:478-485.

SANT'ANA, A. L., ROQUE, R. A. & EIRAS, A. E. Characteristics of Grass infusions as Oviposition Attractants to *Aedes (Stegomyia)* (Diptera: Culicidae). J Med Entomol 2006; 43:214 - 220.

SCOTT, T. W., CHOW, E., STRICKMAN, D., KITTAYAPONG, P., WIRTZ, R. A., LORENZ, L. H., and EDMAN, J. D.. Blood-feeding patterns of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) collected in a rural Thai village. J. Med. Entomol 1993; 30:922-927.

SHANNON, R, BURKE, A, DAVIS, N. Observations on released *Stegomyia aegypti* (L.). Am J Trop Med Hyg 1930a; 10:145-150.

SHANNON, R, DAVIS, N. The flight of *Stegomyia aegypti* (L.) Am J Trop Med Hyg 1930b; 145-150.

SOARES, J. F; COMINI, C. Introdução à Estatística, 2ª edição, Rio de Janeiro, editora LTC, 2002, 340 páginas.

SOPER, F. Yellow fever: the present situation (October 1930) with special reference to South America. Trans R Soc Trop Med Hyg. 1938; 32:297-332.

SURTEES, G. Factors Affecting the Oviposition of *Aedes aegypti*. Bull Wld Hlth Org. 1967; 36:594-596.

TINKER, M.E. *Aedes aegypti* larval habitats in Surinam. Pan Am Health Org Bull. 1974; 8:293-301

TRYOLA, M. F. Introdução à Estatística, 10ª edição, Rio de Janeiro, editora LTC, 2008, 722 páginas.

WOLFINSON, M GALUM, R. A method for determining the flight range of *Aedes aegypti* (Linn.). Bull Res Coun Israel 1953; 2:433-436.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Dengue prevention and control . Report by the secretariat, nov. Disponível em: www.who.int/gb/ebwha/pdf_files/EB109/eeb10916.pdf_ 2001; Acesso em: 08 ago 2008.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Vector Control - Methods for Use by Individuals and communities. Disponível em: www.who.int/docstore/watersanitationhealth/vectorcontrol/ch06.htm>.1997; Acesso em: 18 dez.2008.

ZAHIRI, N. & MANFRED, E. Oviposition attraction and repellency of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) to waters from conspecific larvae subject to crowding, confinement, starvation, or infection. J Med Entomol 1998; 35:782-787.

ZAHIRI, N, RAU, M.E & LEWIS, D.J. Starved larvae of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) render waters unattractive to ovipositing conspecific females. Pop Ecol 1997; 26:1087-1090.