

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

**Avaliação do controle químico de adultos de *Aedes*  
(*Stegomyia*) *aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae)  
de Fortaleza por meio de métodos convencionais e das  
armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup>.**

**KELLY DA SILVA PAIXÃO**

**Belo Horizonte, MG  
2007**

**KELLY DA SILVA PAIXÃO**

**Avaliação do controle químico de adultos de *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae) de Fortaleza por meio de métodos convencionais e por meio das armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup>.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, Departamento de Parasitologia, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Parasitologia.

Área de concentração: Entomologia

Orientador: Dr. Álvaro Eduardo Eiras (UFMG)

Coorientadora: Dra. Ima Aparecida Braga (SVS)

**Universidade Federal de Minas Gerais  
Instituto de Ciências Biológicas  
Belo Horizonte, MG  
2007**

Trabalho desenvolvido no Laboratório de  
Culicídeos, Departamento de Parasitologia,  
Instituto de Ciências Biológicas,  
Universidade Federal de Minas Gerais em  
parceria com a Secretaria de Vigilância em  
Saúde (SVS), Ministério da Saúde.

Dedico este trabalho aos que amo e fazem  
as batalhas valerem a pena (Maria Raimunda,  
Edimar, Keidson, Kenny e Bruno).

“Não houve dia semelhante a este, nem antes  
nem depois dele, tendo o SENHOR,  
assim, atendido à voz dum homem” (...) Js 10

## AGRADECIMENTOS

Chegar até aqui não foi fácil, mas poderia ter sido muito mais difícil se não contasse com anjos em meu caminho.

Agradeço a Deus, criador de tais anjos, que parou o sol para Josué (Js, 10) e a chuva para mim, “um grão de areia comparado ao mar (...)”. Agradeço por Seu braço forte a me guiar e por Seu amor.

Agradeço ao meu orientador Dr. Álvaro Eduardo Eiras, pelos ensinamentos, pela confiança, por possibilitar condições para realização do trabalho.

Agradeço a minha coorientadora Dra. Ima Aparecida Braga pela atenção, pelo auxílio, por me permitir aprender um pouco com você.

À Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS) pelo auxílio nos trabalhos de campo.

À equipe do Núcleo de Controle de Endemias Transmissíveis por Vetores da Secretaria da Saúde do Estado do Ceará, principalmente ao Sr. Nélio Batista Morais, Ricristhi, Luiz, Lindemberg, Zolide, Nonato, Carminha, Graça, Marcélia, José Maria, Raimundo, Davi e ao pessoal de campo: Mariza, Joana, Rafael, Wellington, Elder, Neilton, Érika e José Maria. Obrigada pelo apoio, pelo carinho e pelas tapiocas.

À Socorro Nogueira Furtado da Secretaria Estadual de Saúde do Ceará por disponibilizar pessoal de campo e locais para realização do trabalho.

À equipe da central de UBV do estado do Ceará.

À Dra. Denise Valle e ao Dr. José Bento Lima do Laboratório de Fisiologia e Controle de Artrópodes Vetores (LAFICAVE) do Instituto Oswaldo Cruz/ Instituto de Biologia do Exército do Rio de Janeiro pelo auxílio com as provas de resistência e a toda sua equipe:

Natália, Diogo, Jutta, Priscila, Ciroulo, Diego, Udula, Camila, Thiago, Luana, Bianca, Tânia, Eliane.

Agradeço a Sumara Ferreira, secretária do Programa de Pós-graduação, por sua atenção, seu carinho e disposição em ajudar sempre. Obrigada por ser tão especial.

Aos professores e funcionários do Departamento de Parasitologia da UFMG, principalmente ao professor Nelder Gontijo.

Ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia da UFMG pela oportunidade de crescer;  
À CAPES pela bolsa de mestrado concedida durante o período do mestrado.

A minha sempre turma da Biologia, a melhor do mundo!

Agradeço aos amigos que fiz na turma de mestrado (Ana Flávia, Carla Maria, Ceres Luciana, Cristiano Otávio, Fernanda Regina, Maria do Socorro, Priscila Helena, Renata Cristina e Sydney Leonardo) pelos momentos de estudo, companheirismo, desespero, lágrimas e gargalhadas. Amo vocês Família Mexicana (cambada de “Zé Gotinha”!).

Aos amigos do Laboratório de Culicídeos (Adriana, Andrey, Ângela, Carla, Célia, Claudinha, Cíntia, Cristiane, Cristiano, Cristina, Filipe (Gigante), Felipe, Fred, Ione, Ivi, Izabela, Jivago, João, Jordana, Laila, Liliane, Lucas, Luciana, Madson, Maíra, Marcele, Marcelo Rezende, Márcia, Maria Cristina, Maristela, Mateus, Nog, Raquel, Rodrigo, Rose, Renatinha, Tatiana, Verônica). Saudades dos que não estão mais aqui! Obrigada pelo carinho e por fazer desse lugar o melhor para se trabalhar. Amo vocês!

À minha família por acreditarem em mim, agradeço pelo carinho, amor e atenção: meus pais Edimar e Maria Raimunda e meus irmãos Keidson, Kenny e Camila. Amo vocês!

Aos tios, primos, amigos, sogros, cunhados. Tenham certeza de que foram importantes para que eu chegasse até aqui.

Ao Bruno, que está sempre disposto a ajudar, que acredita em mim mais que eu mesma. Obrigada pela ajuda, pelo patrocínio, pela atenção, por entender minhas ausências e tantas outras coisas. Você realmente é um anjo na minha vida! Essa vitória é nossa meu querido (3=1!). *Te amo mesmo mesmo!*

Obrigada a todos, de coração!

## SUMÁRIO

Página

### LISTA DE FIGURAS

### LISTA DE TABELAS

### RESUMO

### ABSTRACT

<b>1 INTRODUÇÃO</b>	24
1.1 Aspectos gerais da biologia de <i>Aedes aegypti</i>	24
1.2 Comportamento alimentar	25
1.3 Comportamento de oviposição	26
1.4 Ciclo gonotrófico	27
1.5 Importância em saúde pública	27
1.6 O Programa Nacional de Controle da Dengue	29
1.7 Métodos de controle do mosquito <i>A. aegypti</i>	30
1.7.1 Controle mecânico	30
1.7.2 Ações educativas	31
1.7.3 Controle biológico	31
1.7.4 Controle legal	32
1.7.5 Controle químico	32
1.7.6 Controle integrado	33
1.7.7 Integração do controle de <i>Aedes</i> sp. com outros vetores	33
1.8 Uso de inseticidas no controle do mosquito <i>A. aegypti</i>	34
1.9 Resistência a inseticidas	36
1.10 Monitoramento da resistência de <i>A. aegypti</i> à inseticidas	37

1.11 Metodologias utilizadas para avaliar o impacto do uso de inseticidas no controle de mosquitos adultos	38
1.11.1 Bioensaio com gaiola para avaliação da aplicação espacial de inseticida	38
1.11.2 Ovitrapa	39
1.11.3 Aspirador Costal	41
1.12 Determinação de paridade das fêmeas	42
1.13 Armadilhas para capturas de fêmeas adultas de <i>A. aegypti</i> : BG-Sentinel <sup>®</sup> e MosquiTRAP <sup>®</sup>	44
<b>2 JUSTIFICATIVA</b>	48
<b>3 OBJETIVOS</b>	51
3.1 Objetivo geral	51
3.2 Objetivos específicos	51
<b>4 MATERIAL E MÉTODOS</b>	52
4.1 Área experimental	52
4.2 Aplicação de inseticida	53
4.3 Avaliação entomológica	54
4.3.1 Bioensaio com gaiolas	55
4.3.2 Armadilhas para monitoramento de adultos	57
4.3.2.1 Ovitrapa	57
4.3.2.2 Aspirador de Nasci	58
4.3.2.3 BG-Sentinel <sup>®</sup>	60
4.3.2.4 MosquiTRAP <sup>®</sup>	61
4.3.3 Esquema de leituras e aplicações	61
4.4 Identificação e estudo fisiológico (paridade) dos mosquitos coletados	62
4.5 Avaliação da suscetibilidade da população de <i>A. aegypti</i> da área tratada à deltametrina	63

4.5.1 Bioensaios com garrafas impregnadas	64
4.5.2 Bioensaios com papel impregnado	66
4.6 Análise estatística	67
<b>5 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b>	<b>68</b>
5.1 Avaliação da suscetibilidade da população de <i>A. aegypti</i> da área tratada à deltametrina	68
<b>5.2 PRIMEIRO CICLO DE APLICAÇÃO DE INSETICIDAS</b>	<b>72</b>
5.2.1 Comparação entre as áreas tratada e controle de acordo com as armadilhas utilizadas	72
5.2.2 Comparação entre as leituras realizadas	73
5.2.3 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP <sup>®</sup> , BG-Sentinel <sup>®</sup> e Aspirador de Nasci)	76
5.2.4 Comparação entre os Índices de Positividade das armadilhas avaliadas	77
5.2.5 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos e a armadilha de captura de ovos (ovitampa)	78
5.2.6 Total de coleta por armadilha no 1º Ciclo de aplicação do inseticida	80
5.2.6.1 Área Tratada	80
A Ovitampa	80
B MosquiTRAP <sup>®</sup>	80
C Aspirador de Nasci	81
D BG-Sentinel <sup>®</sup>	81
5.2.6.2 Área Controle	84
A Ovitampa	84
B MosquiTRAP <sup>®</sup>	84
C Aspirador de Nasci	84
D BG-Sentinel <sup>®</sup>	85

5.3 SEGUNDO CICLO DE APLICAÇÃO DE INSETICIDAS	87
5.3.1 Comparação entre as áreas tratada e controle de acordo com as armadilhas utilizadas	87
5.3.2 Comparação entre as leituras realizadas	87
5.3.3 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP <sup>®</sup> , BG-Sentinel <sup>®</sup> e Aspirador de Nasci)	88
5.3.4 Comparação entre os Índices de Positividade das armadilhas avaliadas	91
5.3.5 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos e a armadilha de captura de ovos (ovitrampa)	91
5.3.6 Total de coleta por armadilha no 2º Ciclo de aplicação do inseticida	93
5.3.6.1 Área Tratada	93
A Ovitampa	93
B MosquiTRAP <sup>®</sup>	93
C Aspirador de Nasci	94
D BG-Sentinel <sup>®</sup>	94
5.3.6.2 Área Controle	96
A Ovitampa	96
B MosquiTRAP <sup>®</sup>	96
C Aspirador de Nasci	97
D BG-Sentinel <sup>®</sup>	97
5.4 Análise da paridade das fêmeas de <i>A. aegypti</i> capturadas de acordo com a armadilha utilizada	99
5.5 Aspirador e local de captura	102
5.6 Coletas realizadas pelas ovitrampas contendo infusão de gramínea em diferentes concentrações	103
5.7 Provas biológicas em campo	104
5.8 Eficiência do tratamento químico	107

<b>6 CONCLUSÕES</b>	108
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	110

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Página</b>
<b>Figura 1</b>	Esquema de ovários de fêmeas de culicídeos mostrando as características observadas no estudo da paridade. A. Ovário de fêmea nulípara; B. ovário de fêmea onípara; C. extremidade final enovelada da traqueola. Fonte: REITER & NATHAN, 2001, p. 40. 43
<b>Figura 2</b>	Diagrama da armadilha BG-Sentinel <sup>®</sup> , utilizada para captura de fêmeas adultas de <i>Aedes aegypti</i> . A. visão superior: CB - saco coletor; G – malha de cobertura; B. visão lateral: CB - saco coletor; T – tubo preto; F – ventilador; BGL: BG-Lure <sup>®</sup> . As setas simbolizam a direção do fluxo de ar. Fonte: BioQuip, 2005. 44
<b>Figura 3</b>	MosquiTRAP <sup>®</sup> : armadilha utilizada para captura de fêmeas adultas de <i>Aedes aegypti</i> . 46
<b>Figura 4</b>	Gaiolas de exposição a inseticidas contendo fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> para realização de bioensaios de mortalidade durante os dois ciclos de aplicação de inseticida (março – maio/ 2006) realizados em Fortaleza. 56
<b>Figura 5</b>	Par de armadilhas de oviposição (ovitrapas), contendo infusão de gramíneas nas concentrações de 10% e 100%, utilizadas no campo durante a realização dos experimentos em Fortaleza (março – maio/ 2006). 58
<b>Figura 6</b>	Aspirador de Nasci: metodologia utilizada em campo para coleta de adultos de <i>Aedes aegypti</i> durante os experimentos realizados em Fortaleza (março – maio/ 2006). 59

<b>Figura 7</b>	BG-Sentinel <sup>®</sup> : armadilha para coleta de adultos de <i>Aedes aegypti</i> utilizada em campo durante os experimentos realizados em Fortaleza (março – maio/ 2006).	60
<b>Figura 8</b>	Esquema de aplicações de inseticida e instalação/ leitura das armadilhas utilizadas durante os dois ciclos de experimento (março–maio/ 2006) em Fortaleza.	62
<b>Figura 9</b>	Garrafas impregnadas com inseticida utilizadas nos bioensaios de avaliação da suscetibilidade da população de <i>Aedes aegypti</i> de Fortaleza à deltametrina.	65
<b>Figura 10</b>	Gaiolas de recuperação da exposição ao inseticida, utilizadas nos bioensaios de avaliação da suscetibilidade da cepa de Fortaleza à deltametrina, contendo fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> .	65
<b>Figura 11</b>	<i>Kit</i> da OMS para realização de testes com papel impregnado com deltametrina utilizado nos bioensaios de avaliação da suscetibilidade da cepa de Fortaleza à deltametrina.	66
<b>Figura 12</b>	Níveis de mortalidade da população de <i>Aedes aegypti</i> de Fortaleza (área tratada), coletada entre março e outubro de 2006, à deltametrina (70µg) e comparada à cepa Rockefeller para bioensaios com papel impregnado com inseticida.	69
<b>Figura 13</b>	Níveis de mortalidade da população de <i>Aedes aegypti</i> de Fortaleza (área tratada), coletada entre março e outubro de 2006, à deltametrina (5µg) e comparada à cepa Rockefeller no tempo e dose diagnóstica para bioensaios com garrafas impregnadas com inseticida.	70

Dados meteorológicos e comparação entre os Índices de Positividade da ovitrampa (IPO) e das armadilhas MosquiTRAP<sup>®</sup> (IPM), BG-Sentinel<sup>®</sup> (IPB) e Aspirador de Nasci (IPA) nas áreas tratada e controle durante o **1º Ciclo de aplicação do inseticida** (março-abril/ 2006). Valores negativos correspondem às leituras realizadas antes da primeira aplicação e valores positivos são de leituras realizadas após as aplicações. Os dias de aplicação de inseticida estão indicados por setas.

**Figura 14** 79

Dados meteorológicos e comparação entre os Índices de Positividade da ovitrampa (IPO) e das armadilhas MosquiTRAP<sup>®</sup> (IPM), BG-Sentinel<sup>®</sup> (IPB) e Aspirador de Nasci (IPA) nas áreas tratada e controle durante o **2º Ciclo de aplicação do inseticida** (abril-maio/ 2006). Valores negativos correspondem às leituras realizadas antes da primeira aplicação e valores positivos são de leituras realizadas após as aplicações. Os dias de aplicação de inseticida estão indicados por setas.

**Figura 15** 92

Total de ovos coletados pelas ovitrampas nas duas áreas (tratada e controle) durante o 1º e 2º Ciclos de aplicação do inseticida. Valores de coleta referentes às diferentes concentrações de infusão de gramínea (10% e 100%). Os dias de aplicação de inseticida estão indicados por setas.

**Figura 16** 103

## LISTA DE TABELAS

Página

<b>Tabela 1</b>	Níveis de mortalidade ( $\% \pm ep$ ) da população de <i>Aedes aegypti</i> da área tratada, coletada entre março e outubro de 2006 em Fortaleza, registrada após 1 hora de exposição, em provas com papel impregnado com deltametrina (70 $\mu$ g).	69
<b>Tabela 2</b>	Níveis de mortalidade ( $\% \pm ep$ ) da população de <i>Aedes aegypti</i> de Fortaleza de área tratada com deltametrina, coletada entre março e outubro de 2006. O percentual final de mortalidade foi registrado após 2 horas de exposição em garrafas impregnadas com deltametrina (5 $\mu$ g).	70
<b>Tabela 3</b>	Resultados de coletas de ovos e fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> , realizadas no 1º Ciclo de experimento (março-abril/ 2006) na área tratada. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para Mosquitrap <sup>®</sup> ; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel <sup>®</sup> ; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. ( $X \pm ep$ : média $\pm$ erro padrão).	74
<b>Tabela 4</b>	Resultados de coletas de ovos e fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> , realizadas no 1º Ciclo do experimento (março-abril/ 2006) na área controle. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP <sup>®</sup> ; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel <sup>®</sup> ; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. ( $X \pm ep$ : média $\pm$ erro padrão). Ovitampa $\alpha=7\%$ , MosquiTRAP <sup>®</sup> $\alpha=6\%$	75
<b>Tabela 5</b>	Resultados do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de <i>Aedes</i>	83

*aegypti* coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área tratada durante o 1º Ciclo de aplicação do inseticida.  $X \pm ep$ : média  $\pm$  erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria.

<b>Tabela 6</b>	Resultados do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP <sup>®</sup> , BG-Sentinel <sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área controle durante o 1º Ciclo de aplicação do inseticida. $X \pm ep$ : média $\pm$ erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria. NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado.	86
<b>Tabela 7</b>	Resultados de coletas de ovos e fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> , realizadas no 2º Ciclo de experimento (abril - maio de 2006) na área tratada. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP <sup>®</sup> ; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel <sup>®</sup> ; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. ( $X \pm ep$ : média $\pm$ erro padrão). MosquiTRAP <sup>®</sup> $\alpha=6\%$ .	89
<b>Tabela 8</b>	Resultados de coletas de ovos e fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> , realizadas no 2º Ciclo de experimento (abril - maio de 2006) na área controle. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP <sup>®</sup> ; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel <sup>®</sup> ; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. ( $X \pm ep$ : média $\pm$ erro padrão). $n^2$ : número de armadilhas avaliadas	90
<b>Tabela 9</b>	Resultado do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de <i>Aedes</i>	95

*aegypti* coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área tratada durante o 2º Ciclo de aplicação do inseticida.  $X \pm ep$ : média  $\pm$  erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria.

<b>Tabela 10</b>	Resultados do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de <i>A. aegypti</i> coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP <sup>®</sup> , BG-Sentinel <sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área controle durante o 2º Ciclo de aplicação do inseticida. $X \pm ep$ : média $\pm$ erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria. NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado.	98
<b>Tabela 11</b>	Comparação do estado fisiológico (paridade) do total de fêmeas de <i>Aedes aegypti</i> coletadas durante os dois ciclos do experimento (março – maio/ 2006) nas duas áreas avaliadas, de acordo com a metodologia utilizada. (MQ: MosquiTRAP <sup>®</sup> , BG: BG-Sentinel, ASP: Aspirador de Nasci). Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria. NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado. n: Total de leituras realizadas por armadilha.	101
<b>Tabela 12</b>	Total de coletas de adultos de <i>Aedes aegypti</i> e <i>Culex</i> sp. realizadas com o Aspirador de Nasci, no peridomicílio e intradomicílio, durante os dois ciclos do experimento (março-maio/ 2006), nas áreas controle e tratada. Aa: <i>A. aegypti</i> n: Total de aspirações realizadas.	102
<b>Tabela 13</b>	Percentual de mortalidade de <i>Aedes aegypti</i> , mosquitos da área tratada (Fortaleza) e cepa Rockefeller, em bioensaios realizados	105

em campo com gaiolas de exposição na presença de barreiras físicas, durante as aplicações de inseticida (março-maio/ 2006).

**Tabela 14**

Percentual de mortalidade de *Aedes aegypti*, cepa da área tratada (Fortaleza) e cepa Rockefeller, de acordo com a localização das gaiolas de exposição, em bioensaios realizados em campo durante as aplicações de inseticida (março-maio/ 2006) na presença de barreiras físicas. R: Rockefeller, F: Fortaleza.

106

## RESUMO

A aplicação espacial de inseticidas pelo método de ultra-baixo volume (UBV) é uma importante ferramenta para controle de dengue em casos de surtos e epidemias, mas a eficácia desse método não é avaliada rotineiramente devido a falta de ferramentas viáveis e que possam ser facilmente empregadas. O objetivo deste trabalho foi avaliar a efetividade do controle químico de adultos de *A. aegypti* realizado pelo método de UBV-pesado, por meio de métodos convencionais e das armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup> e avaliar a suscetibilidade da população de mosquitos de Fortaleza (CE) à deltametrina. Foram selecionados dois bairros residenciais com índices de infestação elevado (controle e tratado). Para monitoramento a presença do mosquito foram utilizadas quatro armadilhas (ovitampa, Aspirador de Nasci, MosquiTRAP<sup>®</sup> e BG-Sentinel<sup>®</sup>). As coletas de ovos e adultos tiveram início 4-5 dias antes da primeira aplicação de inseticida. Foram feitas aplicações duas vezes por semana, com intervalos de 3-4 dias entre elas, por um período de 16 dias. Bioensaios com gaiolas foram realizados para avaliar a eficiência da aplicação. Não houve diferença na coleta de ovos e adultos entre a área controle e a tratada na maioria das coletas. Os bioensaios com gaiola demonstraram que o inseticida não chegou em quantidades suficientes em todos os locais dos imóveis (mortalidade para a cepa Rockefeller inferior a 80%). O estudo de paridade evidenciou que as aplicações não foram capazes de reduzir a população de fêmeas oníparas ou grávidas. Os testes de suscetibilidade com garrafas impregnadas demonstraram que a população de *A. aegypti* de Fortaleza era resistente à deltametrina. A ineficácia do controle com UBV-pesado foi atribuída à dificuldade das gotas do inseticida penetrar nas casas e à existência de resistência à deltametrina tanto para a dose utilizada em laboratório, quanto para a dose de campo.

**ABSTRACT**

The space spray applications with the ultra-low volume method (ULV) is an important tool for dengue control in cases of outbreaks and epidemics, but the effectiveness of this method of control is not routinely evaluated due to lack of reliable and easy-to-use surveillance methods. The primary objective of this work was to evaluate the effectiveness of the chemical control for *A. aegypti* adults through ULV method using conventional methods and the traps BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup> and evaluate the susceptibility of mosquitoes of Fortaleza (CE) city to deltametrina. Two residential districts with high infestation rates were selected (treated and control). For monitoring mosquito presence four sampling methods were used (ovitrap, Nasci Aspirator, MosquiTRAP<sup>®</sup> and BG-Sentinel<sup>®</sup>). Collections of eggs and adults of *A. aegypti* with the sampling methods were performed 4-5 days before the spray application. The ULV method was applied twice a week, with 3-4 days intervals between each one, for a period of 16 days. Cage bioassays were carried out to evaluate application efficacy. There was no significant difference of collections of eggs or adults between treated and control areas in the majority of the collections. Cage bioassays showed that insecticide did not arrive in sufficient amounts in all the places of the buildings (Rockefeller strain mortality was lower than 80%). Results of the parity demonstrated that applications were not able to reduce the population of parous or pregnant females. Susceptibility tests with impregnated bottle demonstrated that *A. aegypti* from Fortaleza (CE) are resistant to the deltametrina. Control inefficacy with ULV method was attributed to inadequate insecticide coverage and the resistance of mosquitoes to deltametrina, as much to the laboratory dose as the field dose.

## 1 INTRODUÇÃO

### 1.1 Aspectos gerais da biologia de *Aedes aegypti*

*Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae) é originário da África, onde existem populações selvagens e domésticas (BELKIN, 1962 *apud* FORATTINI, 1996). Descrito originalmente no Egito, o que deu origem ao nome da espécie, tem acompanhado o homem em sua permanente migração (CHRISTHOPHERS, 1960; NELSON, 1986). É cosmopolita, com distribuição localizada em focos delimitados, a qual pode estar relacionada com a ocorrência de transporte acidental (disseminação passiva). Acredita-se que dessa forma esse inseto chegou às Américas no período colonial, entre os séculos XVI e XIX, durante a ocorrência do tráfico de escravos (FORATTINI, 2002; LOZOVEI, 2001; OPAS, 1995). O *A. aegypti* é considerado um mosquito tropical e subtropical com distribuição entre os paralelos de 35° de latitude norte e 35° de latitude sul, que correspondem à isoterma de inverno de 10°C (FORATTINI, 2002).

Nas Américas, o *A. aegypti* é conhecido por seu alto grau de antropofilia, estando comumente associado à presença humana. Suas fêmeas, além de provocarem grande desconforto ao hospedeiro devido à picada, podem transmitir vários patógenos ao homem e a outros animais, principalmente viroses como a febre amarela e dengue, entre outras doenças (LOZOVEI, 2001; WHO, 1997b). A presença de suas fêmeas nas habitações humanas, ou próximas a elas, ocorre com o objetivo de encontrar abrigo e repasto sanguíneo (FORATTINI, 2002; WHO, 1997b).

Durante seu desenvolvimento esses insetos passam por quatro estágios: ovo, larva (com quatro estádios), pupa e adulto (LOZOVEI, 2001). As formas imaturas se desenvolvem em água doce, parada e com pouca matéria orgânica. Os adultos possuem hábitos diurnos com

pico das atividades de hematofagia e postura durante os períodos matutino e vespertino (FORATTINI, 2002).

A grande competência de dispersão deste culicídeo por áreas geográficas amplas se deve à sua capacidade de realizar diapausa na fase de ovo quando em condições ambientais adversas. Os ovos podem ser transportados a grandes distâncias 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 (FORATTINI, 2002).

## **1.2 Comportamento alimentar**

Machos e fêmeas realizam repasto açucarado, entretanto, apenas as fêmeas realizam repasto sangüíneo, o qual é feito com o intuito de permitir o desenvolvimento ovariano, sendo a cópula importante fator estimulante para o início da atividade hematofágica. O pico da atividade hematofágica está entre as 6:00 e 7:00 horas e entre 17:00 e 18:00/ 19:00 horas (WHO, 1969). As fêmeas do mosquito podem se alimentar tanto em humanos quanto em animais e são atraídas por odores corporais, dióxido de carbono e calor emitidos pelo hospedeiro (FORATTINI, 2002). Em estudo realizado na cidade de São Paulo, Barata e colaboradores (2001) demonstraram a preferência de *A. aegypti* por humanos como fonte de alimentação em 87,9% das fêmeas examinadas.

Uma vez interrompidas durante a hematofagia as fêmeas de *A. aegypti* insistem e retornam para picar o hospedeiro, comportamento conhecido como “persistência na atividade de sugar”. Ela pode ainda procurar outros hospedeiros para completar a alimentação sangüínea (FORATTINI, 2002). Sabe-se que fêmeas que já passaram por um ciclo gonotrófico respondem mais aos estímulos para o exercício da hematofagia que as demais (HARTBERG, 1971; KLOWDEN & FERNANDEZ, 1996 *apud* FORATTINI, 2002).

### **1.3 Comportamento de oviposição**

A oviposição é realizada em baixas alturas, até aproximadamente um metro acima do solo, e acontece no período diurno com um pico matutino (6:00 às 8:00) e outro vespertino (16:00 às 18:00) (COBERT & CHADEE, 1990, 1992; GOMES et al., 2006). Em trabalho realizado por Gomes e colaboradores (2006) foi demonstrada maior taxa de oviposição em laboratório durante o período de escotofase, ao entardecer, 72 horas após a realização do repasto sangüíneo. Em campo, a periodicidade de oviposição foi entre a 9<sup>a</sup> e a 10<sup>a</sup> hora da fotofase e entre a 1<sup>a</sup> e a 2<sup>a</sup> hora da escotofase.

Os ovos são colocados na superfície interna da parede dos criadouros, preferencialmente em superfícies rugosas, pouco acima da linha d'água e resistem à dessecação por vários meses. Em ambiente natural têm como potenciais criadouros qualquer lugar que possa acumular água como ocos de árvores, buracos em rochas e axilas de bromélias. Em ambiente doméstico os criadouros podem ser recipientes artificiais como pneus, latas, caixas-d'água e lagos artificiais (DONALÍSIO & GLASSER, 2002; FORATTINI, 2002; LOZOVEI, 2001; WHO, 1997b). O número de ovos por postura depende da quantidade de sangue ingerido durante o repasto sangüíneo, mas sabe-se que uma fêmea produz em média 120 ovos (FORATTINI, 2002), que são depositados em mais de um criadouro, comportamento denominado “oviposição aos saltos” (*skip oviposition*) (MOGI & MOKRY, 1980 *apud* FORATTINI, 2002).

Existem evidências de que estímulos ópticos participem do processo de busca do criadouro, uma vez que as fêmeas são atraídas pela cor preta, além de estímulos olfativos, como a presença de voláteis provenientes de infusão de gramíneas, os quais podem ser utilizados em armadilhas (CLEMENTS, 1999; FORATTINI, 2002; ROQUE, 2002). A

presença prévia de formas imaturas no criadouro também estimula a oviposição no local. A eclosão das larvas ocorre após o término do período de incubação, caso as condições ambientais sejam favoráveis. O principal estímulo para sua ocorrência parece ser o contato com a água do criadouro (FORATTINI, 2002).

#### **1.4 Ciclo gonotrófico**

Após o repasto sangüíneo inicia-se a oogênese (desenvolvimento ovariano). O ciclo gonotrófico é constituído pelos fenômenos que ocorrem desde a procura por repasto sangüíneo até a oviposição (DETINOVA, 1962; FORATTINI, 1996). Em *A. aegypti* o ciclo gonotrófico é tido como não apresentando concordância gonotrófica, ou seja, as fêmeas podem realizar mais de uma hematofagia durante um ciclo. Assim, fêmeas mais velhas podem procurar por fonte sangüínea mesmo estando grávidas (BARATA et al., 2001; KLOWDEN & BRIEGEL, 1994; SCOTT et al., 1993 *apud* FORATTINI, 2002), o que contribui para o maior potencial de disseminação de doenças (DONALÍSIO & GLASSER, 2002).

#### **1.5 Importância em saúde pública**

Carlos J. Finlay incriminou o *A. aegypti* como transmissor da febre amarela em 1881 (RODRIGUEZ-EXPOSITO, 1971; BISSET, 2002). Posteriormente, foram publicadas as primeiras evidências de que *A. aegypti* também era o vetor de dengue. (CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – CDC, 1979; HALSTEAD, 1974; MARTINEZ, 1990). A persistência do mosquito para completar o repasto sangüíneo pode levá-lo a picar vários hospedeiros fazendo com que seja um eficiente transmissor de patógenos de um hospedeiro para outro (FORATTINI, 2002).

A febre amarela é doença infecciosa não-contagiosa causada por um arbovírus (*Flavivirus*) da Família Flaviviridae. Em ciclos silvestres o vírus é mantido em macacos, que atuam como hospedeiros amplificadores, em mosquitos dos gêneros *Aedes* na África e em *Haemagogus* e *Sabethes* na América (VASCONCELOS, 2003; OPAS, 2005). Sua ocorrência se dá principalmente em florestas da África e nas Américas Central e do Sul. No período de 1970- 2001 descreveram-se 4.543 casos de febre amarela silvestre nas Américas. Os países que mais diagnosticaram a doença foram o Peru (51,5%), a Bolívia (20,1%) e o Brasil (18,7%). A ocorrência de surtos urbanos nas Américas não acontece desde 1954, entretanto a presença do vetor mantém o risco de epidemia, dependendo do surgimento de um reservatório na área urbana. Na África, a ocorrência de surtos urbanos e rurais é comum, podendo causar milhares de mortes (WHO, 1997b).

A dengue é a arbovirose de maior importância na atualidade constituindo um dos principais problemas mundiais de saúde pública (WHO, 2001). Causada também por um *Flavivirus*, a doença pode se manifestar de várias formas, entre elas a Febre da Dengue, a Febre da Dengue Hemorrágica (FDH) e a Síndrome de Choque da Dengue (SCD). Esta última podendo levar até 50% dos doentes não tratados ao óbito (CDC, 2005; WHO, 1997b; WHO, 2001). A Ásia é o continente mais atingido pela doença, endêmica em todos os continentes, exceto a Europa. Nas Américas a endemia tem se expandido desde a segunda metade do século XX, com ciclo de caráter urbano devido à relação com o ser humano e o vetor (FORATTINI, 2002). Nos últimos cinco anos o Brasil contou com 70% dos casos descritos nessa região (SIQUEIRA et al., 2005). De acordo com a Organização Mundial de Saúde (OMS), 2,5 a 3,0 bilhões de pessoas vivem em áreas com risco de transmissão (WHO, 2001), dessas 50 a 100 milhões se infectam por ano, em mais de 100 países. Do total de doentes, cerca de 550 mil são hospitalizados e 20 mil morrem em consequência da doença (FUNASA, 2002; WHO, 2001). São conhecidos quatro sorotipos do vírus causador da doença (DEN-I,

DEN-II, DEN-III e DEN-IV). Quando um indivíduo contrai um desses tipos fica imunizado para infecções posteriores, entretanto ainda pode se contaminar com um sorotipo diferente podendo desenvolver manifestações clínicas mais graves. Os surtos normalmente ocorrem com a introdução de um novo sorotipo (FORATTINI, 2002; SIQUEIRA et al., 2005). Estudos soropidemiológicos no Brasil demonstraram que mais de 70% da população urbana do país já contraiu a doença e que atualmente os sorotipos 1, 2 e 3 circulam em 22 dos 27 estados brasileiros (SIQUEIRA et al., 2005).

### **1.6 O Programa Nacional de Controle da Dengue (PNCD)**

O Programa Nacional de Controle da Dengue (PNCD) foi implantado em 2002 após introdução e rápida disseminação do sorotipo 3 do vírus para oito estados do país. Seu objetivo era intensificar as ações realizadas para controle da doença. Dentre os objetivos específicos do programa destacam-se a redução da infestação pelo *A. aegypti* (infestação predial) a menos de 1%, redução da incidência da dengue e redução da letalidade por febre hemorrágica de dengue (a menos de 1%). O PNDC se caracterizou pela elaboração de programas permanentes de controle da doença, desenvolvimento de campanhas de informação e mobilização social, fortalecimento da vigilância epidemiológica e entomológica, melhoria da qualidade do trabalho de campo de combate ao vetor, integração das ações de controle da doença nos programas de atenção básica à saúde (Programa de Agentes Comunitários e Programa de Saúde da Família), uso de instrumentos legais que auxiliassem na eliminação de criadouros, fomento para destinação adequada de resíduos sólidos e uso de recursos para armazenamento de água, além do acompanhamento e supervisão das ações desenvolvidas. No primeiro semestre de 2004 foi observada redução de 73,3% dos casos de dengue, avanço atribuído, entre outros fatores, às ações realizadas pelo PNCD (FUNASA, 2002).

### **1.7 Métodos de controle do mosquito *A. aegypti***

A única forma de controle da dengue é o combate ao vetor. O controle visa reduzir suas populações a níveis que não representem risco para a saúde pública (OPAS, 1995) e tem como principais objetivos: (a) manejar os problemas existentes como surtos, epidemias, alta mortalidade e alta morbidade; (b) prevenir epidemias ou a re-introdução das doenças e (c) reduzir os fatores de risco ambiental da transmissão. Para que esses objetivos sejam atingidos é necessário ter informações sobre o hospedeiro humano, a doença, o vetor e o ambiente e dispor dos recursos necessários para a aplicação oportuna (BRAGA et al., 1999; FUNASA, 2001a).

#### **1.7.1 Controle mecânico**

Visam o controle de vetores a partir de ações como saneamento básico (qualquer modificação do meio que reduza as populações de vetores) e educação ambiental para remoção ou destruição dos insetos, por meio da redução do número de criadouros artificiais no ambiente (pneus, vasos de plantas, coleta adequada de lixo). Segundo a OMS, o saneamento pode ser feito com três objetivos: (1) modificação do meio como, por exemplo, adequação dos serviços de água potável; (2) manipulação do meio com tratamento de dejetos sólidos e (3) medidas para reduzir o contato humano com o vetor, como a instalação de telas em janelas, mosquiteiros e uso de repelentes (OPAS, 1995).

### **1.7.2 Ações educativas**

Objetiva a conscientização dos agentes de campo e da população sobre medidas de prevenção da dengue através do controle do vetor. A participação da população é essencial para o controle do mosquito uma vez que dela depende a diminuição no número de criadouros artificiais (FUNASA, 2001a, b). A conscientização da população pode ser feita através dos meios de comunicação, das escolas, de associações comunitárias e de cursos (OPAS, 1995).

### **1.7.3 Controle biológico**

O controle biológico é baseado na utilização de inimigos naturais do vetor como agentes de controle, resultando na redução da proliferação do mosquito. Dentre as metodologias existentes, as mais utilizadas para o controle de *A. aegypti* são o emprego de peixes larvívoros (*Gambusia affinis* e *Poecilia* spp.) e inseticida biológico (*Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* sorotipo H-14, Bti e o *Bacillus sphaericus*) (OPAS, 1995). Descoberto na década de 1970 como larvicida, o Bti encontra-se disponível comercialmente (OPAS, 1995) e é mais eficiente no controle de *A. aegypti* que o *B. sphaericus* (DONALÍSIO & GLASSER, 2002). Este microrganismo produz uma toxina que se degrada exclusivamente em ambiente alcalino, como o encontrado no sistema digestivo dos dípteros da subordem Nematocera, apresentando eficácia comprovada em programas de controle de dengue (OPAS, 1995). Atualmente o Bti vem sendo utilizado no Brasil em regiões em que já foi detectada resistência do *A. aegypti* ao temefós (BRAGA et al., 2004; FUNASA, 2001b; LIMA et al., 2003). Também já foi demonstrado que larvas de Odonata e de mosquitos do gênero *Toxorhynchites* sp. são bons predadores de larvas de *A. aegypti*.

O controle biológico é vantajoso no que diz respeito à não-contaminação do ambiente com produtos químicos, à especificidade da atividade contra o organismo controlado e a autodispersão em locais de difícil acesso. No entanto, só pode ser utilizado contra as formas imaturas dos vetores, o que nem sempre está relacionado com a capacidade de transmissão de doenças (FUNASA, 2001b; OPAS, 1995).

#### **1.7.4 Controle legal**

O controle legal está relacionado com o uso de instrumentos jurídicos (leis e portarias) que exigem, regulamentam ou restringem determinadas ações (FUNASA, 2001b). Para o controle de *A. aegypti* existem códigos sanitários, leis gerais de saúde e regulamentações para o controle sanitário internacional que se aplicam a qualquer programa de controle epidemiológico. Como exemplos podemos citar a limpeza de terrenos baldios, medidas relacionadas à educação ambiental e destinação adequada de resíduos sólidos (OPAS, 1995).

#### **1.7.5 Controle químico**

O controle químico se baseia no uso de produtos químicos para eliminar ou controlar vetores e oferece como principais vantagens, a rapidez e a facilidade com que atuam. Esse tipo de controle é realizado para o *A. aegypti* desde o início do século passado, com a primeira campanha contra a febre amarela realizada em Cuba e no Panamá quando as residências foram tratadas com petróleo e piretrina. Na década de 1940 o dicloro-difenil-tricloroetano (DDT) se destacou como o principal agente químico utilizado nos programas de erradicação do mosquito realizados no continente americano. A partir do surgimento de resistência ao

DDT, na década de 1960, inseticidas organofosforados começaram a ser utilizados (OPAS, 1995).

Atualmente o emprego desse método é limitado, sendo a última alternativa de controle a ser utilizada, uma vez que ações menos agressivas e eficazes devem ser prioritárias. Seu uso é recomendado em caso de emergência ou quando não houver outra ferramenta disponível (FUNASA, 2001a, b; OPAS, 1995).

### **1.7.6 Controle integrado**

O controle integrado é direcionado principalmente aos criadouros (DONALÍSIO & GLASSER, 2002) e sua realização é feita pela combinação de vários métodos (OPAS, 1995; WHO, 2004). As medidas preventivas se constituem principalmente de ações simples e eficazes, especialmente aquelas que consistem em cuidados a serem adotados pela população (DONALÍSIO & GLASSER, 2002). São elementos do controle integrado: controlar a população natural de mosquitos a partir do controle de fatores limitantes à sua sobrevivência; educação sanitária, visando a participação comunitária; saneamento básico para eliminação de criadouros; controle biológico aplicado; barreiras mecânicas e controle químico (FUNASA, 2001b; OPAS, 1995).

### **1.7.7 Integração do controle de *Aedes* sp. com outros vetores**

Podem ser utilizadas medidas que visem o controle de várias espécies de vetores, sendo uma delas de importância conhecida pela comunidade local. Um exemplo é o controle de *Aedes* sp. e *Culex quinquefasciatus* em regiões em que o segundo represente risco para transmissão de doenças de conhecimento dos moradores (OPAS, 1995).

### **1.8 Uso de inseticidas no controle do mosquito *A. aegypti***

Uma das formas de tratamento químico realizada para o mosquito *A. aegypti* é do tipo focal, e consiste na aplicação de larvicidas (inseticida químico, biológico ou hormonal) em recipientes que possam atuar como criadouros. São utilizados larvicidas de baixa toxicidade para humanos e demais mamíferos como o temefós (granulados a 1%) (FUNASA, 2001a, b, 2002; OPAS, 1995).

No método denominado tratamento perifocal é feita aplicação de um inseticida de ação residual ao redor de recipientes que possam ser utilizados como criadouros (FUNASA, 2001a, b; OPAS, 1995). Este método é indicado para uso em pontos considerados estratégicos (borracharias, ferros-velhos) com muitos recipientes que possam servir como criadouros e que contribuam para a dispersão passiva do vetor (BRASIL, 1996; FUNASA, 2001a, b; OPAS, 1995).

O tratamento espacial a ultra-baixo volume (UBV) consiste na aplicação de gotículas micropulverizadas dos inseticidas na massa de ar para matar os indivíduos adultos da população do vetor. Devido ao processo de aplicação por pulverização das gotas é possível obter uma melhor cobertura da superfície tratada. Esse tipo de aplicação pode ser realizado com veículos (UBV-pesado), aviões e com equipamentos portáteis do tipo mochila (UBV-portátil) (FUNASA, 2002; REITER & GUBLER, 1997; REITER & NATHAN, 2001). Nos anos 1970, pesquisas realizadas na Tailândia demonstraram redução da população de adultos de *A. aegypti* após aplicação do inseticida malation com UBV-pesado, o que resultou na recomendação e ampla utilização do método no controle do mosquito, principalmente durante epidemias (WHO, 1995). Entretanto, a eficácia das aplicações com UBV é relativa. A cada aplicação grande parte dos insetos adultos é eliminada (máximo de 80%), mas não a totalidade, devido a fatores como existência de barreiras físicas (árvores, portas e janelas

fechadas), que interferem na penetração do produto nos imóveis (BARATA et al., 2001; FUNASA, 2001b; WHO, 1997a). De um modo geral, os municípios brasileiros utilizam o tratamento espacial para o bloqueio dos casos de dengue em períodos de surtos e/ou epidemias, entretanto, apesar de ter efeito rápido, o método não possui nenhum efeito residual (FUNASA, 2001a, b; OPAS, 1995; WHO, 1997a). De acordo com Gubler (1989), as aplicações de inseticida com UBV não são confiáveis para prevenir ou controlar epidemias da doença.

Atualmente, no Brasil, se utilizam nas aplicações espaciais inseticidas do grupo dos piretróides (deltametrina) em todo o país e organofosforados (malation) no Estado de São Paulo, onde foi detectada resistência a piretróides (DONALÍSIO & GLASSER, 2002).

A deltametrina é um piretróide sintético de origem vegetal obtido de flores de plantas pertencentes ao gênero *Chrysanthemum*. Os piretróides são inseticidas neurotóxicos que alteram o tempo de abertura dos canais de sódio durante a despolarização da membrana neural. Com amplo espectro de atividade, ação rápida, eficiência em pequenas doses e baixa persistência no meio ambiente esses compostos são praticamente atóxicos para mamíferos, quando comparados a outros inseticidas, o que constitui importante fator para que sejam bastante utilizados na área da saúde (BISSET, 2002; BLOOMQUIST, 1996; BROGDON & MCALLISTER, 1998b; FUNASA, 2001b). Outra vantagem dos piretróides é que podem ser utilizados juntamente com sinergistas, o que aumenta a eficácia das aplicações. Alguns piretróides, como é o caso da deltametrina, possuem o chamado efeito “knockdown” que consiste em um tipo especial de resistência resultante de mutações nos canais de sódio, com redução da sensibilidade ao inseticida. Depois de pouco tempo expostos ao inseticida os insetos caem como se estivessem mortos e, posteriormente, conseguem se recuperar caso a dose não tenha sido apropriada (BROGDON & MCALLISTER, 1998a). Esse tipo de

resistência já foi verificada em ensaios de campo (SRINIVASAN & KALYANASUNDARAM, 2006) e em laboratório (PEREIRA DA-CUNHA et al., 2005).

O malation é um organofosforado muito utilizado na área da saúde por ser bastante eficiente, entretanto são mais tóxicos para os vertebrados que os piretróides. Alguns desses compostos possuem toxicidade elevada, enquanto outros apresentam baixa toxicidade, como é o caso do temefós, usado no tratamento focal. Os organofosforados atuam como inibidores da enzima acetilcolinesterase, causando o aumento dos impulsos nervosos e, posteriormente a morte do inseto (BISSET, 2002; BLOOMQUIST, 1996; BROGDON & MCALLISTER, 1998a).

### **1.9 Resistência a inseticidas**

Apesar das recomendações para restrição do uso de inseticidas, estes têm sido muito utilizados, tanto na agricultura e agropecuária quanto na área de Saúde Pública, contribuindo para o aparecimento de populações resistentes, o que é um problema no controle de vetores (ROSE, 2001).

A resistência a inseticidas em artrópodes tem sido detectada para todas as classes de inseticidas, afetando direta e profundamente a re-emergência das doenças transmitidas por vetores (BROGDON & MCALLISTER, 1998b). Neste contexto, o monitoramento e o manejo da resistência, assim como a utilização de substâncias com modos de ação diferentes dos inseticidas químicos convencionais, são elementos de suma importância em qualquer programa de controle de vetores (FERRARI, 1996).

### **1.10 Monitoramento da resistência de *A. aegypti* a inseticidas**

A Rede Nacional de Monitoramento da Resistência de *A. aegypti* a Inseticidas foi instituída em 1999 dentro da FUNASA (Ministério da Saúde) visando organizar e sistematizar atividades para o monitoramento da resistência do *A. aegypti* aos inseticidas utilizados no país. Inicialmente foram realizados ensaios biológicos expondo larvas a dose diagnóstica do temefós (FUNASA, 2000, 2002; OMS, 1981).

Entre 1999 e 2000, foram avaliadas populações de *A. aegypti* de 67 municípios do país, tendo sido detectada resistência a temefós principalmente em municípios das Regiões Sudeste e Nordeste. Posteriormente, foram realizados ensaios do tipo dose-resposta para quantificar a resistência detectada e estudos bioquímicos para determinar os mecanismos envolvidos na resistência. Atualmente cerca de 80 municípios do país vêm sendo avaliados bianualmente. A resistência ao temefós tem sido detectada em muitas das populações avaliadas e em todas as regiões do país (BRAGA et al., 2004; LIMA et al., 2003; MACORIS et al., 2003).

No Brasil, para monitoramento da resistência a piretróides em indivíduos adultos, é utilizado protocolo do CDC, Atlanta (BROGDON & MCALLISTER, 1998a) para bioensaios com garrafas impregnadas e protocolo da OMS para bioensaios com papel impregnado (WHO, 1981). O primeiro tem o objetivo de avaliar o período gasto pelo inseticida para penetrar no mosquito, atravessar os tecidos intervenientes, atingir o sítio alvo e atuar em mosquitos expostos a garrafas impregnadas com o produto avaliado. Também é possível avaliar a dose adequada para matar a população de mosquitos estudados. Pereira-da-Cunha e colaboradores (2005) realizaram algumas modificações no procedimento de avaliação para diferir efeito “knockdown” de mortalidade nesse ensaio. Os bioensaios com papel também avaliam a suscetibilidade dos insetos ao produto testado, sendo realizados com

papéis impregnados com inseticida colocados dentro de tubos plásticos cilíndricos (WHO, 1981).

### **1.11 Metodologias utilizadas para avaliar o impacto de inseticidas no controle de mosquitos adultos**

Dois fatores devem ser considerados para avaliar a eficácia do uso de inseticidas em determinada área: a redução da taxa de transmissão da doença e a redução da população local do vetor (quantidade de fêmeas, quantidade de mosquitos capturados por dia, avaliação de paridade e idade fisiológica) (GEBARA & ALMEIDA, 1988; REITER & NATHAN, 2001). O modelo de avaliação proposto por Reiter e Nathan (2001) e preconizado pela OMS baseia-se na detecção do vetor na área tratada. Essa detecção é feita pela captura de mosquitos adultos através de aspirador costal e uso de armadilhas de oviposição, antes e após a realização do tratamento químico, para mensurar possíveis variações na população do vetor. Para avaliar o efeito da aplicação na população-alvo, os autores propõem a realização de bioensaios com mosquitos em gaiolas expostas ao inseticida durante a aplicação (REITER & NATHAN, 2001).

#### **1.11.1 Bioensaio com gaiola para avaliação de aplicação espacial de inseticida**

Os bioensaios de avaliação de aplicação espacial de inseticida permitem uma avaliação da efetividade da atividade realizada por oferecerem condições de medição do índice de mortalidade dos mosquitos adultos da população. Esses testes podem ser realizados para estimar o alcance da operação, avaliar a melhor dose a ser utilizada, comparar o efeito da

aplicação em uma linhagem suspeita de resistência com outra de conhecida suscetibilidade ao inseticida testado e a comparação de diferentes locais de exposição (REZENDE et al., 2004).

Os testes são realizados com fêmeas de *A. aegypti* presas em gaiolas de observação confeccionadas com telas e expostas ao efeito dos inseticidas por um período de trinta minutos a partir do início da aplicação (REITER & NATHAN, 2001; REZENDE et al., 2004). As fêmeas utilizadas devem ser coletadas em campo, no máximo dois dias antes da realização do teste, e alimentadas com solução açucarada nas últimas 24 horas que o antecedem. Caso sejam utilizadas fêmeas de colônia criada em laboratório essas não devem ser muito velhas para não comprometer os resultados (máximo sete dias de idade). Cada gaiola deve conter de 15 a 25 fêmeas no máximo. As gaiolas devem ser dispostas em diferentes locais dos imóveis (frente, fundos, quartos), em locais que estejam expostos e locais protegidos da ação do inseticida (REITER & NATHAN, 2001).

Apesar dos bioensaios com gaiolas demonstrarem a ação do inseticida na população do vetor e sua movimentação na área-alvo, eles não avaliam a eficácia do tratamento químico, pois não quantificam a densidade vetorial da população tratada após a aplicação do produto. Por esse motivo tais testes devem estar associados aos métodos de detecção de fêmeas como captura de adultos e determinação de taxa de oviposição (REITER & NATHAN, 2001; REZENDE et al., 2004).

### 1.11.2 Ovitrapa

As ovitrapas imitam criadouros do mosquito e são instaladas em campo para que as fêmeas realizem nelas a postura. São constituídas por recipiente plástico preto fosco contendo água e uma palheta de madeira (compensado) presa por um clipe para ser utilizada como substrato de oviposição. Como atraente de oviposição para fêmeas grávidas é utilizada infusão

de gramínea diluída em água (10%) com sete dias de idade (FAY & ELIASON, 1966; REITER & NATHAN, 2001).

Essas armadilhas são bastante eficientes na detecção de mosquitos no ambiente, mesmo quando a pesquisa larvária não detecta suas formas imaturas, entretanto não quantificam a densidade vetorial (REITER & NATHAN, 2001). A média de ovos por armadilha por dia é uma função do número de fêmeas grávidas presentes no ambiente e sua atividade de oviposição e não uma medida direta da abundância do mosquito (FORATTINI, 2002; REITER & NATHAN, 2001).

Os locais adequados para instalação das armadilhas de oviposição são áreas sombreadas e protegidas da chuva e as infusões devem ser substituídas diariamente (REITER & NATHAN, 2001). Segundo protocolo da OMS, as armadilhas devem ser dispostas aos pares uma contendo infusão na concentração de 10% e a outra a 100%. A armadilha contendo infusão diluída normalmente recebe mais ovos, mas a disposição das armadilhas aos pares com diferentes concentrações agrega mais atrativo ao par. A leitura das armadilhas é realizada diariamente, quando as palhetas são recolhidas e levadas ao laboratório para contagem dos ovos, eclosão e identificação das larvas, processo que demanda muito tempo e mão-de-obra (REITER & NATHAN, 2001).

Um fator a ser considerado é que as armadilhas de oviposição não permitem a obtenção de dados como paridade e idade fisiológica das fêmeas, importantes na avaliação do impacto de inseticidas (REITER & NATHAN, 2001), uma vez que apenas ovos são coletados. Para tal propósito o ideal é que sejam utilizados métodos de coleta de adultos.

### **1.11.3 Aspirador Costal**

Devido ao fato do *A. aegypti* estar intimamente relacionado com as habitações humanas, apresentando grande atividade no interior das mesmas ou em locais ao ar livre próximos a elas, adultos desses insetos são freqüentemente encontrados em repouso no interior das habitações em lugares escuros e protegidos. Os mosquitos em repouso podem ser capturados por aspiradores portáteis ou com redes manuais. Os dois métodos são difíceis de trabalhar, consumindo muito tempo do operador, além de ser de difícil emprego em locais escuros – sendo muito dependentes da visão e também da habilidade do operador (CLARK et al., 1994; REITER & NATHAN, 2001).

O aspirador tipo mochila é ligado a uma bateria de 12 volts e possui uma boca larga que permite a captura dos insetos sem matá-los ou danificá-los. Um tubo flexível permite atingir locais de difícil acesso e os mosquitos são succionados para dentro do capturador. A aspiração é realizada em locais onde os insetos possam estar em repouso (quartos, debaixo de móveis, dentro de armários, guarda-roupa) (CLARK et al., 1994; REITER & NATHAN, 2001).

As capturas devem ser realizadas no período de menor atividade do vetor, normalmente do meio da manhã até o princípio da tarde, e a amostra deve ser realizada em período pré-determinado (15 minutos). Os insetos coletados são colocados em recipientes devidamente identificados e transportados ao laboratório para posterior identificação das espécies e análise de paridade e idade fisiológica das fêmeas de *A. aegypti* capturadas (REITER & NATHAN, 2001).

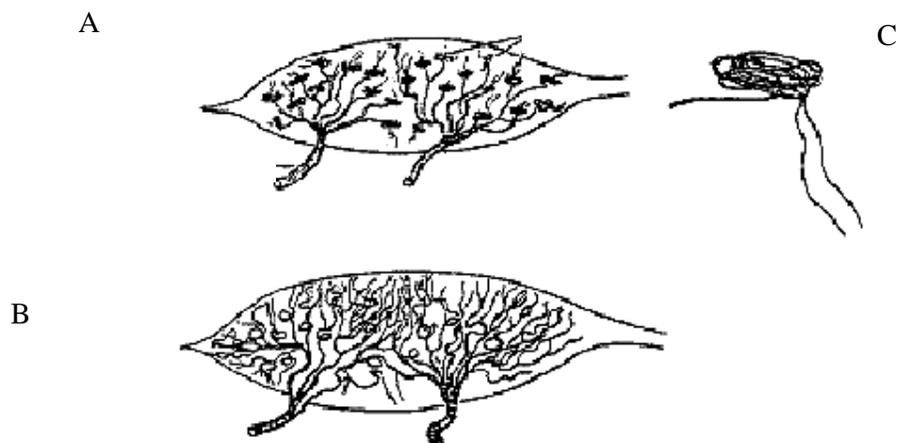
Este método é uma amostra direta da população em repouso e captura mosquitos em todos os estágios fisiológicos, tanto machos quanto fêmeas. Os dados obtidos podem ser utilizados para estimar a relação paridade-longevidade das fêmeas (REITER & NATHAN,

2001). A utilização do aspirador possui algumas desvantagens que dificultam seu uso: é altamente dependente da habilidade do coletor, necessita que o operador entre nas residências avaliadas, o que implica na necessidade de autorização, colaboração e consentimento do morador, além de comprometer sua privacidade. É um equipamento relativamente caro e as baterias precisam ser recarregadas freqüentemente (REITER & NATHAN, 2001).

### 1.12 Determinação de paridade das fêmeas

De acordo com Detinova (1962), o melhor critério para avaliar o sucesso de uma ação como a utilização de um tratamento químico é o estudo da fisiologia das fêmeas do vetor (paridade e idade fisiológica), já que tal tratamento deve ser capaz de eliminá-las antes de atingirem idade epidemiologicamente perigosa, na qual podem transmitir o vírus (REITER & NATHAN, 2001). Vinte e quatro horas após o primeiro repasto sanguíneo já podem ser observadas as primeiras alterações nas estruturas presentes nos ovários de fêmeas de *A. aegypti* (CLEMENTS, 1999).

Fêmeas que ainda não realizaram nenhuma postura são denominadas *nulíparas* e aquelas que já fizeram pelo menos uma oviposição, são denominadas *oníparas* ou *paridas* (DETINOVA, 1962; FORATTINI, 1996; SHARMA, et al., 2005). Esses dados são obtidos através da observação do sistema traqueolar dos ovários. Em uma fêmea nulípara a extremidade final das traqueolas é enovelada, uma vez que não ocorreu nenhuma oviposição, já na fêmea onípara as traqueolas apresentam a extremidade distendida (FIG. 1) (DETINOVA, 1962; REITER & NATHAN, 2001; WHO, 1975).



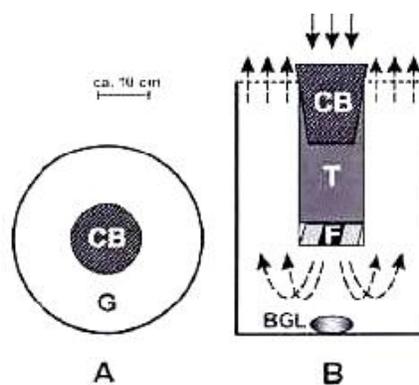
**FIGURA 1.** Esquema de ovários de fêmeas de culicídeos mostrando as características observadas no estudo da paridade. A. Ovário de fêmea nulípara; B. ovário de fêmea onípara; C. extremidade final enovelada da traqueola. Fonte: REITER & NATHAN, 2001. p. 40.

A partir dessa análise é possível avaliar modificações na proporção dos indivíduos da população e estabelecer sua significância epidemiológica determinando sua capacidade vetorial (DETINOVA, 1962; FORATTINI et al., 1993; FREIER, 1989; KRAMER et al., 1992; MEYER, 1989; REISEN, 1989). O cálculo da porcentagem de fêmeas oníparas indica que elas já realizaram repasto sangüíneo, podendo estar infectadas (HOECK et al., 2002).

A paridade é avaliada, então, para verificar se as fêmeas coletadas em campo após o tratamento químico são aquelas presentes no local no momento de aplicação do inseticida ou se emergiram recentemente. Uma redução, dois dias após o tratamento químico, no número de fêmeas paridas é indicativa de sua eficácia. A coleta de maior proporção de fêmeas nulíparas indica que essas são recém-emergidas (DETINOVA, 1962; GIGLIOLI, 1964; REITER & NATHAN, 2001; SHARMA, et al., 2005).

### 1.13 Armadilhas para capturas de fêmeas adultas de *A. aegypti*: BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup>

A armadilha BG-Sentinel<sup>®</sup> foi recentemente desenvolvida por pesquisadores alemães da Universidade de Regensburg em parceria com o Laboratório de Culicídeos (UFMG) (EIRAS & GEIER, 2002; GEIER & EIRAS, 2003). Esta armadilha utiliza um mecanismo de sucção para captura de mosquitos, sendo específica para fêmeas de *A. aegypti* e *Aedes albopictus* à procura de hospedeiro para realização de repasto sanguíneo. O BG-Lure<sup>®</sup>, atraente sintético do odor humano, colocado no interior da armadilha, é composto por uma mistura de substâncias atrativas para fêmeas prontas para a atividade hematofágica. Além do estímulo químico (BG-Lure<sup>®</sup>), a armadilha possui outros elementos que atraem as fêmeas: o estímulo visual (contraste entre as cores preto e branco) e correntes de ar que mimetizam correntes de convecção criadas pelo corpo humano (FIG. 2). O atraente é emitido por mais de cinco meses e dispensa a presença de gás carbônico na armadilha (KRÖECKEL et al., 2006).



**FIGURA 2.** Diagrama da armadilha BG-Sentinel<sup>®</sup>, utilizada para captura de fêmeas adultas de *A. aegypti*. A. visão superior: CB - saco coletor; G – malha de cobertura; B. visão lateral: CB - saco coletor; T – tubo preto; F – ventilador; BGL: BG-Lure<sup>®</sup>. As setas simbolizam a direção do fluxo de ar. Fonte: BioQuip, 2005.

Em testes de laboratório a BG-Sentinel<sup>®</sup> capturou 90% de fêmeas de *A. aegypti* em apenas 10 minutos (GEIER & EIRAS, 2003). Estudos realizados por Kröeckel e colaboradores (2006) em área urbana contendo muitos hospedeiros humanos comprovaram que não há diferença significativa entre a BG-Sentinel<sup>®</sup> e a isca-humana no que diz respeito à atração de fêmeas de *A. aegypti*. Esses resultados indicam a possibilidade de emprego da armadilha como alternativa que possa substituir a isca-humana no monitoramento de vetores da dengue. Também foram realizados testes para comparar a BG-Sentinel<sup>®</sup> e a armadilha com cola “MosquiTRAP<sup>®</sup>” quanto à atração de fêmeas grávidas, nos quais foi observado que a primeira se mostrou mais sensível em detectar fêmeas adultas e medir a densidade populacional do mosquito.

A MosquiTRAP<sup>®</sup> é um modelo de armadilha que permite capturar indivíduos adultos de *A. aegypti* e *A. albopictus*. Confeccionada com material plástico na cor preta e com formato cilíndrico, a armadilha imita um criadouro (FIG. 3), utilizando água e um atraente de oviposição sintético (AtrAedes<sup>®</sup>) desenvolvido a partir de voláteis de infusões de gramínea (*Panicum maximum*). A armadilha captura principalmente fêmeas grávidas e é baseada na estimulação visual (cor preta) e na olfativa (atraente de oviposição) (GAMA et al., 2006). 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<sup>®</sup> para ovipor as fêmeas ficam presas em um cartão adesivo inodoro de cor preta (GAMA et al., 2006).



**FIGURA 3.** MosquiTRAP<sup>®</sup>: armadilha utilizada para captura de fêmeas adultas de *Aedes aegypti*.

Os locais de instalação da MosquiTRAP<sup>®</sup> são semelhantes aos das armadilhas de oviposição (ovitrampas), preferencialmente aqueles protegidos de chuva e com pouca luminosidade. A troca do cartão adesivo e do atraente de oviposição é realizada uma vez por mês (GAMA et al., 2006).

Em estudo realizado por Gama e colaboradores (2006) foi demonstrada a especificidade da MosquiTRAP<sup>®</sup> por culicídeos. Neste estudo também foi observado que, apesar do Índice de Positividade de Ovitampa (IPO – número de armadilhas positivas/ total de armadilhas vistoriadas x100) ter sido maior que o Índice de Positividade de MosquiTRAP<sup>®</sup> (IPM – número de armadilhas positivas para *Aedes* sp./ total de armadilhas inspecionadas x100), é provável que tal resultado esteja relacionado com o comportamento de oviposição das fêmeas (oviposição aos saltos). Assim, uma única fêmea seria responsável por tornar várias ovitrampas positivas, o que não aconteceria com a MosquiTRAP<sup>®</sup> que captura a fêmea que nela pousa, diminuindo o número de criadouros positivos (GAMA et al., 2006).

Os insetos capturados pela MosquiTRAP<sup>®</sup> são retirados com pinça entomológica e identificados ainda em campo, no momento de vistoria da armadilha, com o auxílio de uma lupa manual (10X). A possibilidade de identificação dos exemplares capturados ainda em

campo dispensa a rotina de laboratório, necessária em armadilhas como a ovitrampa, e permite agilizar a obtenção de dados (GAMA et al., 2006).

## **2 JUSTIFICATIVA**

Atualmente a única forma disponível para o controle da dengue é através do combate ao vetor, uma vez que não existe vacina ou mesmo drogas antivirais específicas (FUNASA, 2002; GUBLER, 1989; WHO, 1997b; WHO, 2001). Em situações de emergência deve ocorrer intensificação das ações de controle do vetor, priorizando a eliminação mecânica de criadouros e o tratamento focal (BRASIL, 2005).

Dentre as diversas formas de controle do mosquito, as aplicações espaciais com inseticidas destacam-se como as únicas ferramentas utilizadas em situações de emergência, como surtos e epidemias da doença, principalmente pelo método de UBV (BRASIL, 2005; FUNASA, 2001b; GUBLER, 1989; OPAS, 1995). A eficácia desse tipo de aplicação raramente é avaliada, pois se assume que um resultado satisfatório é obtido quando as condições meteorológicas são favoráveis (REITER & GUBLER, 1997) ou quando ocorre redução no número de casos da doença (REITER & NATHAN, 2001). Apesar da existência de trabalhos que relacionam a redução do número de casos de dengue à diminuição da população de mosquitos (GIGLIOLI, 1964), resultados obtidos em vários estudos sobre avaliação entomológica após as aplicações contradizem essa afirmação, com tratamentos tendo pouca significância no bloqueio de transmissão de dengue (CASTLE et al., 1999; CHADEE, 1985; FOX, 1980; FOX & SPECHT, 1988).

O PNCD preconiza a realização de avaliação periódica da efetividade de adulticidas utilizados no combate ao vetor (FUNASA, 2002). Entretanto, nenhum método é utilizado rotineiramente no Brasil, mesmo com a existência de um protocolo de avaliação das aplicações espaciais por UBV no controle de adultos, proposto pela OMS (REITER & NATHAN, 2001).

A ovitrampa não quantifica a densidade vetorial, detectando, a partir da presença de ovos, apenas fêmeas grávidas. Essa armadilha também não fornece informações sobre a idade dos mosquitos da população local (paridade das fêmeas), dado importante para verificar a eficiência do tratamento químico (REITER & NATHAN, 2001). A coleta de adultos de *A. aegypti* com aspirador manual, proposta por Reiter e Nathan (2001) é um método que exige muito esforço operacional e pessoal capacitado por depender da habilidade e disposição do trabalhador responsável e também dos moradores, uma vez que a metodologia preconiza coleta em todos os cômodos da casa. A recusa a esse método pelos moradores é bastante alta devido à necessidade de coleta no interior do domicílio (REITER & NATHAN, 2001), como demonstrado por Barata e colaboradores (2001). Neste trabalho o intradomicílio foi o local em que ocorreu a coleta de maior número de fêmeas do mosquito. A realização de provas biológicas com mosquitos expostos em gaiolas é capaz de demonstrar o efeito do tratamento na população local de *A. aegypti*, mas não pode ser utilizada para quantificar a mortalidade/densidade na população-alvo (REITER & NATHAN, 2001; REZENDE et al., 2004).

A armadilha MosquiTRAP<sup>®</sup> captura fêmeas adultas de culicídeos com o emprego de um atraente de oviposição e permite rápida identificação das espécies coletadas ainda em campo. Já foi demonstrada relação entre a positividade dessa armadilha e da ovitrampa (GAMA et al., 2006), o que indica que ela pode ser utilizada para detectar fêmeas grávidas do vetor. A BG-Sentinel<sup>®</sup> possui um atraente sintético de odor humano e pode ser utilizada para captura de fêmeas em outros estágios fisiológicos, como nulíparas e oníparas à procura de sangue (MACIEL-DE-FREITAS et al., 2006). Tanto a MosquiTRAP<sup>®</sup> quanto a BG-Sentinel<sup>®</sup> são instaladas no peridomicílio e o período de permanência do agente nas casas é reduzido, o que facilita sua aceitação pela comunidade. Todos esses fatores contribuem para a utilização de tais armadilhas como ferramentas para verificar a eficácia de aplicações espaciais de inseticida.

O uso de inseticidas sem a avaliação de sua eficiência pode ser fator de risco para a seleção de indivíduos resistentes na população de mosquitos devido à existência de uma pressão de seleção (BROGDON & MCALLISTER, 1998b; DORTA et al., 2005).

Frente à necessidade de encontrar metodologias que avaliem a eficácia de inseticidas no controle do mosquito *A. aegypti* e seu método de aplicação, este trabalho foi desenvolvido em parceria com a Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS), Ministério da Saúde.

### 3 OBJETIVOS

#### 3.1 Objetivo geral

Avaliar a efetividade do controle químico de adultos de *A. aegypti*, realizado pelo método de UBV-pesado, por meio de métodos convencionais (ovitrampa, aspiração e provas biológicas) e das armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup> e avaliar a suscetibilidade da população de mosquitos de Fortaleza à deltametrina.

#### 3.2 Objetivos específicos

- Comparar as armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup> com os métodos atualmente utilizados (ovitrampa e aspiração) para avaliar a aplicação espacial de inseticidas (UBV-pesado) no controle do mosquito *A. aegypti*;
- Avaliar em campo a capacidade das armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup> de mensurar a oscilação da população de mosquitos adultos após a aplicação de inseticida;
- Avaliar a efetividade da aplicação de inseticida com UBV pesado comparando a população estudada com a cepa Rockefeller em campo;
- Avaliar a suscetibilidade de populações de *A. aegypti* da cidade de Fortaleza (CE) à deltametrina em laboratório.

## 4 MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1 Área experimental

O estudo foi realizado em dois bairros residenciais no município de Fortaleza (CE), região nordeste do país (latitude 03° 45' 47'' S e longitude 38° 31' 23'' O).

A área foi escolhida pela avaliação de seus índices entomológicos para o mosquito *A. aegypti* por meio de busca/ coleta de suas formas imaturas. Foram avaliados dois bairros residenciais, constituídos principalmente por casas, tendo a maioria delas apenas um pavimento e muros. As áreas possuíam fornecimento de água, mas sem rede de esgoto, apresentando condições precárias de saneamento básico. Era comum encontrar caixas d'água abertas, além de outros recipientes para armazenamento de água. Todas as ruas eram asfaltadas e a população local era de nível socioeconômico baixo. Os dois bairros apresentaram casos de Dengue Clássico e Febre Hemorrágica de Dengue durante o ano do estudo e se localizam em uma das áreas do município com maiores índices de infestação pelo *A. aegypti*. Até outubro de 2006, a área tratada contava com 261 casos de Dengue Clássico e dois casos de Febre Hemorrágica de Dengue, na área controle ocorreram 81 casos de Dengue Clássico e um caso de Dengue Hemorrágico (SMS - Fortaleza, 2006).

A área experimental era composta por 20 quarteirões, 10 na localidade a ser tratada com inseticida e 10 na controle, com aproximadamente 30 imóveis por quarteirão. Os testes foram realizados entre os meses de março e maio de 2006.

## **4.2 Aplicação de inseticida**

Foi utilizado um inseticida piretróide durante o experimento, Aqua K-Othrine<sup>®</sup>, cujo ingrediente ativo é a deltametrina (2g/l), 2%. Esse produto normalmente é utilizado pelos serviços de controle de dengue no país. A área avaliada (48ha) foi tratada com inseticida (0,8g i.a./ ha) pelo método de UBV pesado (tratamento espacial).

A máquina utilizada, Vector HD1800, era avaliada antes das aplicações na central de UBV de Fortaleza. Era feita calibração da máquina para garantir a vazão adequada, o que permitiria que a quantidade correta do produto fosse aplicada. Para esse inseticida a vazão correta é de 208 ml/min. Após medição da vazão era realizada a coleta de gotas do inseticida para verificar o tamanho e a quantidade de gotas eliminadas. A coleta foi feita com o uso de lâminas de vidro impregnadas com óxido de magnésio (MgO). A lâmina foi presa com um clipe a uma vara de 1 metro de comprimento para permitir que uma pessoa coletasse as gotas que se deslocavam através da névoa, a uma distância de 1-2 metros da máquina. No impacto com a lâmina impregnada a gota de inseticida forma uma cratera a qual é medida sob um microscópio (pelo menos 200 gotas) (WHO, 2003).

Lâminas impregnadas também foram colocadas próximas às gaiolas de exposição instaladas nos imóveis durante as aplicações de inseticida para verificar a entrada de gotas. Entretanto, devido à penetração de baixíssimas quantidades de gotas nos imóveis, não foram realizados testes para quantificá-las e medir.

As aplicações eram realizadas ao entardecer (18:00 – 19:00 horas) após medida de temperatura (REZENDE et al., 2004), velocidade do vento, umidade relativa do ar e velocidade do veículo que aplicava o inseticida, a qual deveria ser inferior a 10 km/hora (GERBARA & ALMEIDA, 1988; REITER & NATHAN, 2001; REZENDE et al.,

2004). Foram realizados dois ciclos de aplicação do inseticida, com intervalo de 13 dias entre eles. Cada ciclo era composto por um total de cinco aplicações com intervalos de 3-4 dias entre elas.

O tratamento focal, com busca e eliminação de criadouros e aplicação de inseticida foi realizado normalmente nas áreas pelas equipes responsáveis por esse trabalho.

### **4.3 Avaliação entomológica**

A avaliação entomológica foi realizada antes e após a aplicação do inseticida utilizando os métodos preconizados pela OMS (REITER & NATHAN, 2001) e as armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup>. O objetivo de tais avaliações foi detectar a taxa de redução de fêmeas adultas e a taxa de oviposição após o tratamento químico. A avaliação inicial foi realizada cinco dias antes da primeira aplicação e avaliações sucessivas foram realizadas periodicamente após aplicação do inseticida (REITER & NATHAN, 2001).

Foram calculados os Índices de Positividade (IP) das armadilhas utilizadas para o monitoramento de *A. aegypti* como proposto por Gomes (1998) e Eiras (2003).

Índice de positividade:

$$\text{IP} = \frac{\text{N.º de armadilhas positivas} \times 100}{\text{N.º de armadilhas examinadas}}$$

### **4.3.1 Bioensaio com gaiolas**

Os bioensaios com gaiolas foram realizados com auxílio do Núcleo de Controle de Endemias Transmissíveis por Vetores (NUEND) da Secretaria Estadual de Saúde do Estado do Ceará. Foi avaliada a efetividade do tratamento químico na população de mosquitos na área tratada.

Os testes sem barreira foram realizados em outubro de 2005. Gaiolas (16 cm x 2 cm) contendo fêmeas de *A. aegypti* (15 a 25 fêmeas no máximo) (FIG. 4) da população testada e da cepa referência de mortalidade (Rockefeller) foram colocadas em diferentes distâncias em uma área aberta na qual foi aplicado o inseticida pelo método de UBV-pesado. Uma hora após o início da aplicação a mortalidade dos mosquitos expostos era avaliada. As gaiolas foram recolhidas e levadas para o laboratório, onde as fêmeas do mosquito foram transferidas para potes plásticos contendo solução açucarada (10%). Vinte e quatro horas após o início do teste foi realizada a última leitura para quantificar a mortalidade final.

Os bioensaios com barreira foram feitos em quatro imóveis na parte central da área tratada. As gaiolas contendo fêmeas de *A. aegypti* (15 a 25 fêmeas no máximo) foram colocadas no intradomicílio a 1,5m acima do nível do solo (REITER & NATHAN, 2001; REZENDE et al., 2004). Os testes foram realizados com mosquitos da cepa Rockefeller (controle) e indivíduos coletados em campo (F1) para comparar a mortalidade das diferentes cepas frente ao inseticida utilizado. Foram realizadas seis provas biológicas com barreira, utilizando sempre as mesmas casas. No 1º Ciclo as provas aconteceram nos dias 0, +2 e +9, no 2º Ciclo elas ocorreram nos dias 0, +3 e +14. Foram colocadas quatro gaiolas por residência em diferentes locais (frente do imóvel, sala, quarto e quintal). Os mosquitos presentes nas gaiolas ficaram expostos ao

inseticida por um período de 30 minutos a partir do momento do início da aplicação. Após esse período as gaiolas foram recolhidas e foi realizada a primeira leitura de mortalidade, quando foram contabilizados os mosquitos “mortos/ caídos”. No laboratório todos os mosquitos foram transferidos para potes plásticos contendo solução açucarada (10%). Vinte e quatro horas após o tratamento químico a taxa de mortalidade foi novamente verificada. Caso a mortalidade dos mosquitos no controle fosse maior que 20% os testes deveriam ser repetidos, neste caso esses dados foram desconsiderados (REZENDE et al., 2004). A correção da mortalidade nos mosquitos expostos ao inseticida seria feita com o uso da fórmula de Abbott, caso a mortalidade no controle estivesse entre 5% e 20% (REITER & NATHAN, 2001; REZENDE et al., 2004).

Fórmula de Abbott:

$$FA = \frac{\% \text{ mortalidade de expostos} - \% \text{ mortalidade no controle} \times 100}{100 - \% \text{ mortalidade no controle}}$$



**FIGURA 4.** Gaiolas de exposição a inseticidas contendo fêmeas de *Aedes aegypti* para realização de bioensaios de mortalidade durante os dois ciclos de aplicação de inseticida (março – maio/ 2006) realizados em Fortaleza.

### **4.3.2 Armadilhas para monitoramento de adultos**

Os imóveis utilizados foram selecionados aleatoriamente e a quantidade de metodologias empregadas por quarteirão foi definida em parceria com a SVS-MS.

#### **4.3.2.1 Ovitrapa**

Foram instalados dois pares de armadilhas de oviposição por quarteirão, correspondendo a duas casas, totalizando 20 pares de armadilhas por área (tratada e controle). Cada par era composto por uma armadilha com infusão de gramínea (atraente de oviposição), com idade (tempo de fermentação) entre 7 a 10 dias, uma com a concentração de 10% e outra com a concentração de 100% de acordo com protocolo da OMS (FIG. 5). As armadilhas foram devidamente identificadas quanto à concentração e local de instalação (REITER & NATHAN, 2001).

A instalação foi feita no peridomicílio de residências localizadas no centro da área experimental para evitar o efeito de borda causado por possíveis migrações dos mosquitos (REITER & NATHAN, 2001). A instalação das armadilhas ocorreu cinco dias antes da primeira aplicação do inseticida. A primeira leitura foi realizada no dia em que ocorreu a primeira aplicação do inseticida no período da manhã e tinha o objetivo de avaliar a população inicial de mosquitos nas áreas estudadas. As leituras para avaliação pré-aplicação foram realizadas 3-4 dias após cada aplicação, nos mesmos dias em que ocorria o tratamento espacial, no período da manhã.

Em laboratório, as palhetas foram observadas, com o auxílio de um estereomicroscópio (20X), para contagem dos ovos presentes. Posteriormente elas foram colocadas em recipientes com água e ração de peixe para eclosão e crescimento

das larvas até atingirem o terceiro ou quarto ínstar, quando então era realizada a identificação das espécies (REITER & NATHAN, 2001).



**FIGURA 5.** Par de armadilhas de oviposição (ovitrampas), contendo infusão de gramíneas nas concentrações de 10% e 100%, utilizadas no campo durante a realização dos experimentos em Fortaleza (março – maio/ 2006).

#### **4.3.2.2 Aspirador de Nasci**

Para realização das aspirações foi utilizado aparelho correspondente ao modelo projetado por Nasci (1981), com modificações. Os aspiradores utilizados foram confeccionados com tubos de PVC e um pequeno ventilador movido por uma bateria de 12 volts, acondicionada em uma bolsa carregada pelo agente de campo (FIG. 6).

Foram realizadas aspirações em um imóvel de cada quarteirão avaliado, totalizando 10 imóveis, nas duas áreas estudadas (tratada e controle). A avaliação pré-tratamento foi realizada cinco dias antes da primeira aplicação de inseticida. Como os resultados das aspirações dependem do trabalhador, era feito um rodízio entre os membros da equipe para que todas as pessoas realizassem capturas com o Aspirador de Nasci nas duas áreas. A aspiração era realizada no dia das aplicações e no dia seguinte a elas, no período da manhã, no intradomicílio e no peridomicílio.

Cada aspiração tinha duração de 15 minutos por imóvel e era realizada em locais com possibilidade de serem encontrados mosquitos em repouso: atrás de armários, guarda-roupa, debaixo de camas e outros móveis, atrás de cortinas e estantes (REITER & NATHAN, 2001). A primeira coleta foi realizada no primeiro dia do experimento, coincidindo com o dia de instalação das ovitrampas e MosquiTRAP<sup>®</sup>s. Foi realizado um rodízio entre as residências a cada dia de avaliação, ou seja, as residências aspiradas na primeira avaliação não foram às mesmas da segunda, e assim por diante.

Os exemplares capturados foram transferidos para sacos plásticos devidamente identificados quanto ao local de coleta (intradomicílio/ peridomicílio), imóvel, quarteirão e data e posteriormente eram levados ao laboratório para identificação das espécies com o auxílio de um estereomicroscópio (20X).

As baterias utilizadas no Aspirador de Nasci eram recarregadas com aparelhos individuais.



**FIGURA 6.** Aspirador de Nasci: metodologia utilizada em campo para coleta de adultos de *Aedes aegypti* durante os experimentos realizados em Fortaleza (março – maio/ 2006).

#### **4.3.2.3 BG-Sentinel<sup>®</sup>**

A avaliação pré-tratamento químico ocorreu quatro dias antes da primeira aplicação. Para avaliações pós-aplicação as instalações da BG-Sentinel<sup>®</sup> ocorreram sempre no dia seguinte às aplicações, no período da manhã, e as capturas de mosquitos eram realizadas após um período de vinte e quatro horas (24h). Eram instaladas 10 armadilhas (um imóvel por quarteirão) no peridomicílio da área tratada e 10 armadilhas na área controle (FIG. 7). A primeira coleta foi realizada no primeiro dia do experimento, coincidindo com o dia de instalação das ovitrampas e MosquiTRAP's<sup>®</sup> e a primeira aspiração. Foi realizado um rodízio entre as residências a cada avaliação, ou seja, as residências utilizadas na primeira avaliação não foram às mesmas da segunda. Os exemplares capturados foram transportados para laboratório nos sacos coletores das armadilhas devidamente identificados quanto ao imóvel, quarteirão e data para identificação das espécies com o auxílio de um estereomicroscópio (20X).

As baterias utilizadas pela BG-Sentinel<sup>®</sup> eram recarregadas por aparelho comum (recarregava 10 baterias simultaneamente). No 1º Ciclo o aparelho apresentou alguns problemas, não recarregando as baterias completamente. Como a BG-Sentinel<sup>®</sup> ficava no campo por 24 horas esse fato prejudicou as coletas desse período. Devido a esse problema no dia +7 a armadilha ficou no campo apenas 12 horas e não foi possível ser instalada no dia +1 do experimento na área controle.



**FIGURA 7.** BG-Sentinel<sup>®</sup>: armadilha para coleta de adultos de *Aedes aegypti* utilizada em campo durante os experimentos realizados em Fortaleza (março – maio/ 2006).

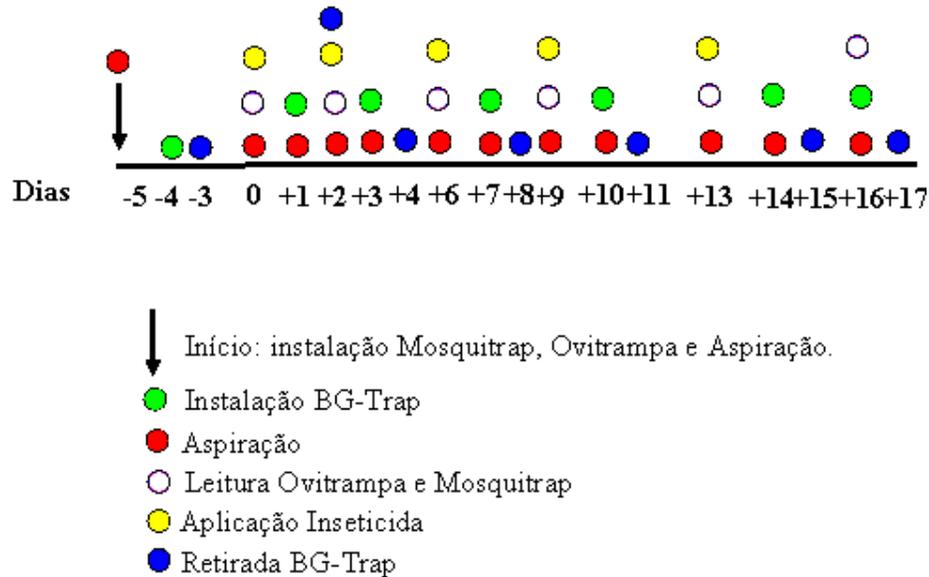
#### **4.3.2.4 MosquiTrap<sup>®</sup>**

As MosquiTRAP's<sup>®</sup> foram instaladas em locais semelhantes aos da armadilha de oviposição (peridomicílio das residências localizadas no centro da área experimental) e no mesmo dia (cinco dias antes da primeira aplicação). Foram instaladas 20 armadilhas na área tratada (dois imóveis por quarteirão) e 20 armadilhas na área controle (dois imóveis por quarteirão).

A instalação da armadilha para avaliação da população antes da aplicação do inseticida ocorreu cinco dias antes da primeira aplicação. A primeira leitura foi efetuada no dia da primeira aplicação no período da manhã, para avaliar a população local de *A. aegypti* antes do uso do inseticida. As demais leituras eram realizadas 3-4 dias após o tratamento químico, até o final do ciclo de aplicação do inseticida. Todos os mosquitos coletados foram identificados ainda em campo com o auxílio de lupa manual (10X) e posteriormente encaminhados ao laboratório para estudo da paridade.

#### **4.3.3 Esquema de leituras e aplicações**

As leituras da ovitrampa e da MosquiTRAP<sup>®</sup> eram realizadas no dia de aplicação do inseticida, porém no período da manhã. Nesse dia também eram feitas coletas com o Aspirador de Nasci. No dia seguinte à aplicação era feita a instalação da BG-Sentinel<sup>®</sup> e nova coleta com o Aspirador de Nasci. A BG-Sentinel<sup>®</sup> era recolhida 24 horas após sua instalação (FIG. 8).



**FIGURA 8.** Esquema de aplicações de inseticida e instalação/ leitura das armadilhas utilizadas durante os dois ciclos de experimento (março–maio/ 2006) em Fortaleza.

#### 4.4 Identificação e estudo fisiológico (paridade) dos mosquitos coletados

Após identificação das espécies coletadas, as fêmeas de *A. aegypti* foram anestesiadas em congelador para análise de seu estado fisiológico (paridade) (DETINOVA, 1962; REITER & NATHAN, 2001).

As fêmeas foram dissecadas com o auxílio de um estereomicroscópio (20X), bisturi e estiletos. O tórax foi separado do abdômen que foi colocado em lâmina contendo uma gota de água destilada. A parte superior do abdômen era segura firmemente com a ponta de um estilete. Foi feito um pequeno corte com estilete no abdômen entre o 7º e o 8º segmentos. Uma tração era feita nos últimos segmentos para remoção das vísceras. Os ovários eram separados dos demais órgãos e colocados em uma lâmina limpa contendo água destilada. (DETINOVA, 1962; REITER & NATHAN, 2001). A lâmina contendo os ovários foi colocada para secar o que possibilitou a melhor observação do enovelamento das traqueolas ovariolares, permitindo a determinação da paridade da fêmea (DETINOVA, 1962; REITER &

NATHAN, 2001; WHO, 1975). Após seco, o material era observado em microscópio óptico (50X). Fêmeas nulíparas eram aquelas que apresentavam a extremidade das traqueolas enoveladas e fêmeas oníparas extremidades distendidas (DETINOVA, 1962; FORATTINI, 1996; REITER & NATHAN, 2001; WHO, 1975). Em algumas fêmeas nem todos os ovos desenvolvidos são ovipostos, fêmeas com alguns ovos (normalmente menos de cinco) retidos nos ovários são consideradas oníparas (REITER & NATHAN, 2001).

#### **4.5 Avaliação da suscetibilidade da população de *A. aegypti* da área tratada à deltametrina**

Foram realizados bioensaios para avaliar a suscetibilidade da população de mosquitos da área tratada à deltametrina, inseticida utilizado no tratamento químico. Para tal avaliação foram feitos bioensaios com garrafas impregnadas com inseticida (BROGDON & MCALLISTER, 1998a; PEREIRA DA-CUNHA et al., 2005) e com papéis impregnados (WHO, 1981). Foi utilizada deltametrina, Bayer<sup>®</sup> Crospscience Ltda., com pureza de 99,1% m/m.

Os testes foram realizados no Laboratório de Fisiologia e Controle de Artrópodes Vetores (LAFICAVE) do Instituto Oswaldo Cruz/ Instituto de Biologia do Exército no Rio de Janeiro em sala com temperatura controlada, variando de 26,1° C a 27,2° C. Em ambos os testes a cepa-referência de suscetibilidade (Rockefeller) foi utilizada para comparação das mortalidades obtidas.

Os ovos utilizados no experimento foram coletados com o uso de ovitrampas no período de março a outubro de 2006 em Fortaleza, na área tratada com inseticida. Os bioensaios foram realizados com fêmeas da geração F1 de 1 a 2 dias de idade, contados a partir da emergência do adulto.

Como critério de leitura foi utilizado o proposto por Brogdon e McAllister (1998a), o qual define como mortos os mosquitos incapazes de voar ou se recuperar enquanto a garrafa é levemente balançada. Para avaliar os testes a cepa estudada foi comparada à cepa referência (Rockefeller). Caso a mortalidade estivesse acima de 98% a cepa era considerada suscetível, abaixo de 80% era tida como resistente. Valores entre 80% e 98% indicam alteração da suscetibilidade e necessidade de vigilância da população (BROGDON & MCALLISTER, 1998a; PEREIRA DA-CUNHA et al., 2005).

#### **4.5.1 Bioensaios com garrafas impregnadas**

Para realização dos bioensaios com garrafa foi utilizada a técnica proposta por Brogdon e McAllister (1998a), com alterações feitas por Pereira da-Cunha e colaboradores (2005). Foram utilizadas garrafas de vidro de 250ml (FIG. 9) impregnadas com 1ml de solução contendo 5µg de deltametrina, dose diagnóstica para a cepa Rockefeller, diluída em acetona (50µl de solução contendo deltametrina na concentração de 0,01% e 950µl de acetona). Dose diagnóstica é tida como um múltiplo da dose mínima necessária para matar 100% de indivíduos da cepa suscetível no tempo diagnóstico (BROGDON & MCALLISTER, 1998a).

A garrafa controle continha apenas 1ml de acetona. A mortalidade era registrada em intervalos regulares de 15 minutos pelo período de duas horas. Para excluir o efeito “knockdown” (efeito reversivo após término do contato com o inseticida) os mosquitos eram transferidos para gaiolas de recuperação livres do inseticida no final do período de exposição, 2 horas (FIG. 10). A última avaliação era realizada 24 horas após o início do teste (BROGDON & MCALLISTER, 1998a; PEREIRA DA-CUNHA et al., 2005). Cada garrafa

continha entre 15 e 25 fêmeas do mosquito. Foram realizados seis testes, cada um contendo três réplicas.



**FIGURA 9.** Garrafas impregnadas com inseticida utilizadas nos bioensaios de avaliação da suscetibilidade da população de *Aedes aegypti* de Fortaleza à deltametrina.



**FIGURA 10.** Gaiolas de recuperação à exposição do inseticida, utilizadas nos bioensaios de avaliação da suscetibilidade da população de Fortaleza à deltametrina, contendo fêmeas de *Aedes aegypti*.

#### 4.5.2 Bioensaios com papel impregnado

Os ensaios com papel impregnado foram realizados de acordo com as normas da OMS (WHO, 1981). Fêmeas adultas de 1 a 2 dias de idade foram expostas à dose diagnóstica de deltametrina em tubos cilíndricos plásticos contendo em seu interior o papel impregnado (*Kits* da OMS) (FIG. 11). Foram utilizados papéis absorventes impregnados com solução de deltametrina (70 $\mu$ g), dose diagnóstica, diluída em óleo de silicone (Dow Corning 556). A cepa Rockefeller, para a qual a dose diagnóstica nesse teste é de 35 $\mu$ g do produto, foi utilizada para comparação das mortalidades obtidas. Foram realizados apenas 2 testes para a população da área tratada com inseticida devido ao pequeno número de mosquitos na colônia, cada um com 4 réplicas.

Cada tubo de exposição recebeu entre 15 e 25 fêmeas que foram expostas por um período de 1 hora. Os mosquitos utilizados no controle foram expostos a papéis sem inseticida, contendo apenas óleo de silicone. Após o período de exposição os mosquitos foram transferidos para tubos sem inseticida e mantidos alimentados com solução açucarada a 10%. O percentual de mortalidade final foi avaliado 24 horas após o início da exposição.



**FIGURA 11.** *Kit* da OMS para realização de testes com papel impregnado utilizado nos bioensaios de avaliação da suscetibilidade da população de mosquitos de Fortaleza à deltametrina.

#### **4.6 Análise estatística**

Para a análise estatística da quantidade de ovos e fêmeas de *A. aegypti* coletada foi feito o teste de normalidade Kolmogorov-Smirnov. Como os dados não tiveram distribuição normal, a comparação entre as áreas tratada e controle foi feita com o teste de Kruskal-Wallis avaliando a diferença entre as armadilhas instaladas nas duas áreas. Diferenças significativas entre as médias foram comparadas pelo teste de Mann-Whitney em nível de 5%.

Foi realizado o teste estatístico de Wilcoxon para comparar as diferentes leituras realizadas durante o experimento, antes e após as aplicações do inseticida em cada uma das áreas. A comparação foi feita aos pares e apenas entre leituras consecutivas (ex.: dia 0 e dia +1).

Para avaliar a existência de correlação entre o número de adultos e ovos coletados foi usada a correlação de Spearman. As análises foram realizadas com uso do programa estatístico Systat for Windows versão 8.0 (WILBINSON et al., 1998).

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 Avaliação da suscetibilidade da população de *A. aegypti* da área tratada à deltametrina

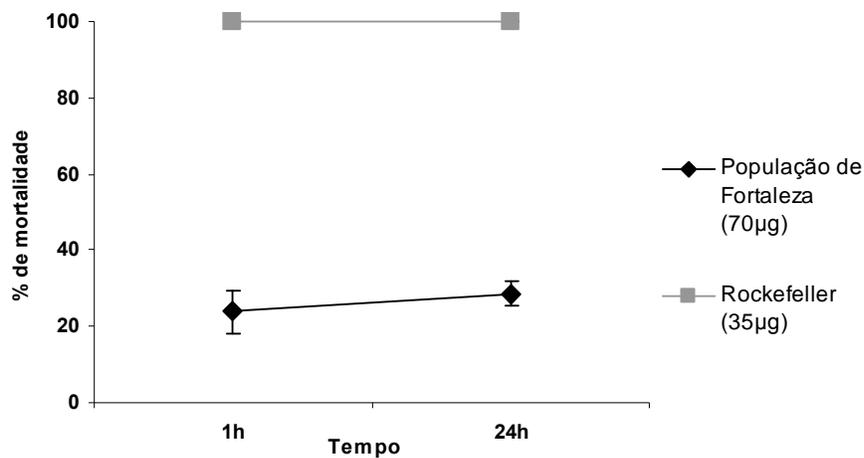
Em todos os testes realizados não foi observada mortalidade dos mosquitos do grupo controle. Nas provas com papel impregnado, mesmo utilizando a concentração do inseticida duas vezes maior (70 $\mu$ g) que para a cepa Rockefeller, foi observado um percentual de mortalidade bastante baixo. Nos dois testes realizados a mortalidade variou entre 24% e 32% após 24 horas do início, a mortalidade média foi de 29% (TAB. 1, FIG. 12). A mortalidade média observada nas provas com papel impregnado foi inferior à encontrada em trabalhos realizados com populações do Peru e da Tailândia, (CHÁVEZ et al., 2005; PAEPORN et al., 2005), nos quais a população resistente teve uma mortalidade de 70%.

De acordo com critério proposto por Brogdon & McAllister (1998a) e Pereira Da-Cunha e colaboradores (2005), os resultados observados nas provas com garrafas impregnadas demonstram que a população de *A. aegypti* de Fortaleza se mostrou resistente à dose avaliada (5 $\mu$ g). No tempo diagnóstico para a cepa Rockefeller, 30 minutos, foi observada baixa mortalidade na cepa de Fortaleza com variação entre 46% e 79% de mortalidade (TAB. 2). Nesse período, a mortalidade total foi de 66%. Após 24 horas do início dos testes o percentual de mortalidade variou de 21% a 60%, sendo observado que parte dos insetos se recuperava após o período de exposição ao inseticida. Apesar de terem sido submetidos a um tempo de exposição quatro vezes maior (2 horas) que o utilizado para a cepa Rockefeller, apenas 47% do total de mosquitos avaliados foram considerados suscetíveis, após 24 horas (FIG. 13).

**TABELA 1.** Níveis de mortalidade (% ± ep) da população de *Aedes aegypti* da área tratada, coletada entre março e outubro de 2006 em Fortaleza, registrada após 1 hora de exposição, em provas com papel impregnado com deltametrina (70µg).

Teste	n <sup>1</sup>	N.ºde		N.ºde mosquitos	
		mosquitos caídos após 1h	Mortalidade (% ± ep)	caídos após 24 h	Mortalidade (% ± ep)
1	81	21	26 ± 2,2	26	32 ± 2,4
2	62	13	21 ± 3,6	15	24 ± 1,5
<b>Total/ média</b>	<b>143</b>	<b>34</b>	<b>24 ± 5,8</b>	<b>41</b>	<b>29 ± 3,3</b>

n<sup>1</sup> = número de mosquitos.

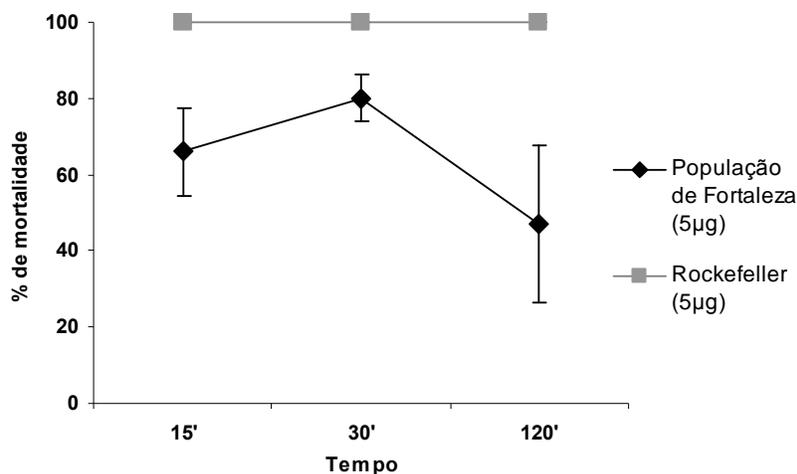


**FIGURA 12.** Níveis de mortalidade da população de *Aedes aegypti* de Fortaleza (área tratada), coletada entre março e outubro de 2006, à deltametrina (70µg) e comparada à cepa Rockefeller para bioensaios com papel impregnado com inseticida.

**TABELA 2.** Níveis de mortalidade ( $\% \pm ep$ ) da população de *Aedes aegypti* de Fortaleza de área tratada com deltametrina, coletada entre março e outubro de 2006. O percentual final de mortalidade foi registrado após 2 horas de exposição em garrafas impregnadas com deltametrina ( $5\mu g$ ).

Teste	n <sup>1</sup>	N.º de mosquitos		N.º de mosquitos		N.º de mosquitos caídos	
		caídos após 30 min de exposição	Mortalidade ( $\% \pm ep$ )	caídos após 120 min de exposição	Mortalidade ( $\% \pm ep$ )	24 h (Período de Recuperação)	Mortalidade ( $\% \pm ep$ )
1	78	55	$70 \pm 2,9$	53	$68 \pm 1,5$	47	$60 \pm 3,8$
2	55	33	$60 \pm 1,7$	28	$51 \pm 3,8$	31	$56 \pm 4,9$
3	63	29	$46 \pm 3,0$	57	$90 \pm 3,5$	13	$21 \pm 2,5$
4	53	39	$74 \pm 8,9$	46	$87 \pm 6,4$	29	$55 \pm 9,0$
5	59	41	$69 \pm 2,5$	55	$93 \pm 1,2$	21	$36 \pm 1,7$
6	52	41	$79 \pm 1,2$	49	$94 \pm 1,5$	28	$54 \pm 4,9$
<b>Total/média</b>	<b>360</b>	<b>238</b>	<b><math>66 \pm 11,5</math></b>	<b>288</b>	<b><math>80 \pm 6,2</math></b>	<b>169</b>	<b><math>47 \pm 20,5</math></b>

n<sup>1</sup> = número de mosquitos.



**FIGURA 13.** Níveis de mortalidade da população de *Aedes aegypti* de Fortaleza (área tratada), coletada entre março e outubro de 2006, à deltametrina ( $5\mu g$ ) e comparada à cepa Rockefeller no tempo e dose diagnóstica para bioensaios com garrafas impregnadas com inseticida.

Nas provas com garrafas impregnadas com deltametrina foi possível observar a presença do efeito “knockdown”, evidenciado por queda no percentual de mosquitos considerados “caídos” após o período de exposição ao inseticida. O mesmo foi observado para cipermetrina em trabalho que avaliou populações de *A. aegypti* de três localidades: Alagoas, Sergipe e Rio de Janeiro. Nesse trabalho foi detectada redução da sensibilidade a esse piretróide, relacionada à alterações no sítio de ação do inseticida (PEREIRA DA-CUNHA et al., 2005).

A resistência de populações de *A. aegypti* a piretróides tem sido descrita em várias partes do mundo (CHÁVEZ et al., 2005; PAEPORN et al., 2005; PEREIRA DA-CUNHA et al., 2005) e está relacionada à ocorrência de uma pressão de seleção nas populações do vetor por inseticidas (BROGDON & MCALLISTER, 1998b; ROSE, 2001) e à existência de resistência cruzada com o DDT (BROGDON & MCALLISTER, 1998b) e temefós (WIRTH & GEORGHIOU, 1999).

O Ceará é o Estado da Região Nordeste do Brasil com o maior número de casos de dengue, sendo o segundo estado do país em número de casos de Febre Hemorrágica de Dengue (119 casos com sete óbitos em 2006). A cidade de Fortaleza é o município com o maior número de casos do estado (SMS - Fortaleza, 2006). Dessa maneira o uso de inseticidas no controle do vetor ocorre com maior frequência aumentando a pressão de seleção das populações locais aos produtos utilizados.

## **5.2 PRIMEIRO CICLO DE APLICAÇÃO DE INSETICIDA**

### **5.2.1 Comparação entre as áreas tratada e controle de acordo com as armadilhas utilizadas**

O Índice de Infestação Predial (IP) na semana de início do experimento no 1º Ciclo foi de 3,10 para a área tratada (Bairro Henrique Jorge) e 2,06 para a área controle (Bairro Jockey Club). Na primeira semana de aplicação do inseticida os índices caíram para zero nas duas áreas. Foi observada elevação nos índices a partir da segunda semana do trabalho com índices iguais a 2,65 para a área tratada e 1,04 para a área controle. Comparando as armadilhas instaladas nas duas áreas (exemplo: coleta realizada pela ovitrampa na área controle x coleta na área tratada), foi observada diferença significativa quanto à captura total de *A. aegypti* apenas para a armadilha BG-Sentinel<sup>®</sup>, que capturou mais fêmeas na área controle ( $p < 0,05$ ) do que na área tratada. A armadilha BG-Sentinel<sup>®</sup> foi a única que conseguiu detectar alguma diferença entre as duas áreas. O problema ocorrido com o carregador de baterias nesse período não influenciou porque as baterias utilizadas nas duas áreas eram recarregadas pelo mesmo aparelho. As demais metodologias utilizadas (Ovitrampa, MosquiTRAP<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) apresentaram valores de  $p > 0,05$  (TAB. 3).

A ausência de diferença observada na comparação entre as metodologias utilizadas demonstrou que não houve diferença significativa entre as duas áreas estudadas, sugerindo que a aplicação de inseticida não foi capaz de reduzir a população de mosquitos da área tratada. Entretanto, foi possível observar impacto após as duas primeiras aplicações pela redução no número de armadilhas positivas.

### **5.2.2 Comparação entre as leituras realizadas**

As leituras estão indicadas na TAB. 3 como dias de leitura (+2, +6 e etc.), e englobaram os períodos de vistoria das armadilhas que permaneciam em campo e a realização de aspiração. Não foi observada diferença significativa entre nenhuma das leituras realizadas para as MosquiTRAP<sup>®</sup>s da área tratada ( $0,157 \leq p \leq 1,0$ ). Para as ovitrampas foi observada diferença significativa entre todas as leituras, exceto entre aquelas correspondentes aos dias +2 e +6 ( $p=0,109$ ). Para as metodologias BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci também não ocorreu diferença significativa entre as leituras ( $p$  variando entre  $0,157 \leq p \leq 0,564$  e  $0,317 \leq p \leq 1,0$ , respectivamente) (TAB. 3). A ovitrampa foi o método que conseguiu detectar variação entre maior quantidade de leituras, provavelmente pela alta sensibilidade desta armadilha (GAMA et al, 2006).

Na área controle, não houve diferença significativa entre as leituras realizadas para nenhuma das armadilhas, considerando  $\alpha= 5\%$ . Entretanto, com 94% de confiança pode-se dizer que houve diferença entre as duas primeiras coletas realizadas para a MosquiTRAP<sup>®</sup> ( $p=0,059$ ). Assumindo um erro de 7,4%, é possível afirmar que houve diferença entre as coletas dos dias +9 e +13 da ovitrampa ( $p=0,074$ ). Para as armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e o Aspirador de Nasci não foi observada diferença entre nenhuma leitura. (TAB. 4).

**TABELA 3.** Resultados de coletas de ovos e fêmeas de *Aedes aegypti*, realizadas no 1º Ciclo de experimento (março-abril/ 2006) na área tratada. IPO: Índice de Positividade para ovitampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP®; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel®; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. (X±ep: média ± erro padrão).

Dias <sup>1</sup>	Ovitampa Ovos				MosquiTRAP Adultos (♀)				BG-Sentinel Adultos (♀)				Aspirador Adultos (♀)			
	n <sup>2</sup>	IPO	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPM	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPB	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPA	Total	(X±ep)
-5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10
-4	-	-	-	-	-	-	-	-	10	0	0	0	-	-	-	-
0*	38	63,2	1661	43,7±9,3	20	20	5	0,25±0,13	-	-	-	-	9	11,11	1	0,11±0,11
+1	-	-	-	-	-	-	-	-	10	20	2	0,2±0,13	9	0	0	0
+2*	40	37,5	294	7,4± 3,4	20	5	1	0,05±0,05	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10
+3	-	-	-	-	-	-	-	-	10	0	0	0	10	10	1	0,1±0,10
+6*	40	17,5	170	4,3±2,6	20	5	1	0,05±0,05	-	-	-	-	10	0	0	0
+7	-	-	-	-	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10	10	0	0	0
+9*	40	65,0	1131	28,3±12,8	20	20	4	0,20±0,09	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10
+10	-	-	-	-	-	-	-	-	10	20	4	0,4±0,31	10	0	0	0
+13*	40	40,0	1852	46,3±10,9	20	25	5	0,25±0,09	-	-	-	-	10	0	0	0
+14	-	-	-	-	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10	10	10	1	0,1±0,10
+16	40	57,5	1186	29,7±6,8	20	25	5	0,25±0,09	10	20	2	0,2±0,13	10	10	1	0,1±0,10
<b>Total/ Média</b>	<b>238</b>	<b>46,7</b>	<b>6294</b>	<b>26,4±3,6</b>	<b>120</b>	<b>16,7</b>	<b>21</b>	<b>0,175±0,03</b>	<b>70</b>	<b>11,43</b>	<b>10</b>	<b>0,14±0,05</b>	<b>118</b>	<b>5,93</b>	<b>7</b>	<b>0,059±0,02</b>

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida e valores positivos são referentes às leituras realizadas após as aplicações.

n<sup>2</sup>: número de armadilhas avaliadas.

Dias de aplicação de inseticida estão indicados pelo símbolo “\*”.

**TABELA 4.** Resultados de coletas de ovos e fêmeas de *Aedes aegypti*, realizadas no 1º Ciclo do experimento (março-abril/ 2006) na área controle. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP®; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel®; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. (X±ep: média ± erro padrão). Ovitrapa α=7%, MosquiTRAP® α=6%

Dias <sup>1</sup>	Ovitrapa Ovos				Mosquitrap Adultos (♀)				BG-Sentinel Adultos (♀)				Aspirador Adultos (♀)			
	n <sup>2</sup>	IPO	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPM	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPB	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPA	Total	(X±ep)
-5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10	20	2	0,20±0,13
-4	-	-	-	-	-	-	-	-	10	40	5	0,50±0,22	-	-	-	-
0*	40	30	1160	29,0±11,2	19	21,0	6	0,32±0,17	-	-	-	-	10	0	0	0
+1	-	-	-	-	-	-	-	-	x <sup>3</sup>	x <sup>3</sup>	x <sup>3</sup>	x <sup>3</sup>	10	0	0	0
+2*	40	27,5	262	6,5±3,1	20	0	0	0	-	-	-	-	10	20	3	0,30±0,21
+3	-	-	-	-	-	-	-	-	10	20	7	0,70±0,59	10	20	2	0,20±0,13
+6*	40	32,5	393	9,8±3,3	20	5	1	0,05±0,05	-	-	-	-	10	10	1	0,10±0,10
+7	-	-	-	-	-	-	-	-	10	20	4	0,40±0,31	10	0	0	0
+9*	40	47,5	384	9,6±2,9	20	15	3	0,15±0,08	-	-	-	-	6	16,7	1	0,167±0,167
+10	-	-	-	-	-	-	-	-	10	10	2	0,20±0,20	10	10	1	0,10±0,10
+13*	40	65	1137	28,4±7,6	20	5	2	0,10±0,07	-	-	-	-	10	10	1	0,10±0,10
+14	-	-	-	-	-	-	-	-	10	30	6	0,60±0,34	10	0	0	0
+16	40	72,5	2161	61,6±14,9	20	5	1	0,05±0,05	10	10	2	0,20±0,20	10	20	3	0,30±0,21
<b>Total/Média</b>	<b>240</b>	<b>45,8</b>	<b>5497</b>	<b>24,2±3,67</b>	<b>119</b>	<b>9,3</b>	<b>13</b>	<b>0,109±0,04</b>	<b>60</b>	<b>21,7</b>	<b>26</b>	<b>0,43 ± 0,14</b>	<b>116</b>	<b>10,3</b>	<b>14</b>	<b>0,059±0,02</b>

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida e valores positivos são referentes às leituras realizadas após as aplicações.

n<sup>2</sup>: número de armadilhas avaliadas.

x<sup>3</sup>: não foram instaladas armadilhas nesse dia por problemas com o carregador de baterias.

Dias de aplicação de inseticida estão indicados pelo símbolo “\*”.

### **5.2.3 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci)**

Durante o 1º Ciclo foi observada diferença significativa entre as coletas realizadas pelas três armadilhas de captura de adultos na área tratada ( $p < 0,05$ ) (TAB. 3).

Entre as armadilhas MosquiTRAP<sup>®</sup> e BG-Sentinel<sup>®</sup> não foi observada diferença significativa ( $p = 0,067$ ). A armadilha BG-Sentinel<sup>®</sup> foi semelhante ao Aspirador de Nasci ( $p = 0,111$ ) na captura de fêmeas de *A. aegypti*, entretanto no 1º Ciclo tivemos problema com o aparelho que recarregava as baterias utilizadas pela BG-Sentinel<sup>®</sup>, o que pode ter enfraquecido as baterias e diminuído a capacidade de captura da armadilha nesse período. O aparelho não recarregava as baterias completamente, o que foi um problema porque a BG-Sentinel<sup>®</sup> ficava no campo por 24 horas, desta maneira insetos capturados podem ter escapado depois que as baterias ficavam fracas ou acabavam. A armadilha MosquiTRAP<sup>®</sup> teve melhor desempenho que o Aspirador de Nasci ( $p < 0,05$ ), pois capturou maior número de fêmeas de *A. aegypti* (TAB. 3).

Na área controle também foi possível observar diferença significativa entre as coletas realizadas pelos três tipos de armadilhas ( $p < 0,05$ ). Ao compará-las foi observada diferença significativa apenas entre a BG-Sentinel<sup>®</sup> e o Aspirador de Nasci ( $p < 0,005$ ).

Os dados sugerem que a BG-Sentinel<sup>®</sup> e a MosquiTRAP<sup>®</sup> são equivalentes às demais metodologias quanto à detecção e captura de *A. aegypti* no ambiente e podem ser utilizadas para substituí-las por serem mais práticas.

### 5.2.4 Comparação entre os Índices de Positividade das armadilhas avaliadas

Os padrões de oscilação dos Índices de Positividade calculados no 1º Ciclo na área tratada para ovitrampas e MosquiTRAP<sup>®</sup>s apresentaram-se bastante semelhantes, apesar do IPO (Índice de Positividade para a ovitrampa) ser maior que o IPM (Índice de Positividade para a MosquiTRAP<sup>®</sup>). A semelhança entre os índices de positividade sugere que existe uma relação entre o número de ovos coletados e a quantidade de fêmeas capturadas, ou seja, à medida que o número de ovos coletados aumentava, ocorria o mesmo com o número de fêmeas capturadas (FIG. 14; TAB. 3). O IPA (Índice de Positividade para o Aspirador de Nasci) foi o índice de menor valor nessa área, devido à menor captura de fêmeas de *A. aegypti* pelo Aspirador de Nasci e também foi aquele que menos oscilou (número semelhante de fêmeas capturadas).

Na área controle, não foi observado padrão de oscilação semelhante entre nenhum dos índices de positividade. O IPO também obteve valores maiores que os demais. O IPB (Índice de Positividade para a BG-Sentinel<sup>®</sup>) apresentou valores maiores que aqueles observados para a área tratada (FIG. 14; TAB. 4).

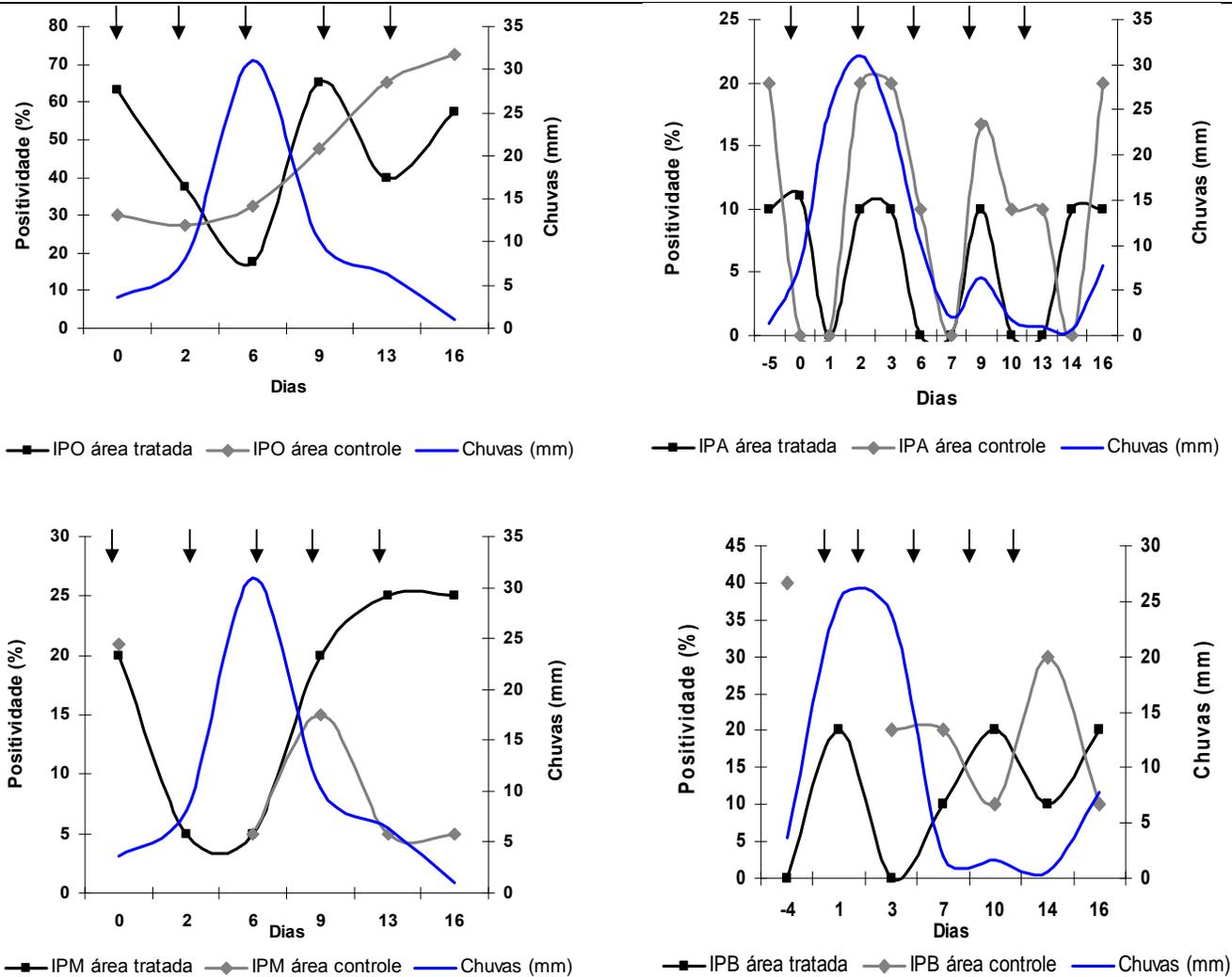
O cálculo do IPO foi feito a partir da coleta realizada pelo par de ovitrampas e pode estar relacionado com o fato desse ter sido o maior índice nas duas áreas. Outro fator importante é o comportamento de oviposição das fêmeas, que ovipõem em diferentes criadouros (*skip oviposition*) (MOGI & MOKRY, 1980 *apud* FORATTINI, 2002), dessa forma uma única fêmea seria capaz de positivar diferentes ovitrampas, o que não aconteceria com as armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) (GAMA et al., 2006). Resultados semelhantes foram encontrados por Gama e colaboradores (2006) em trabalho que comparou ovitrampa e MosquiTRAP<sup>®</sup>.

Durante o 1º Ciclo na área tratada foi observada correlação negativa forte entre o IPM e as chuvas (Spearman= -0,837). Na área controle foi observada correlação negativa forte entre as chuvas e o IPO (Spearman= -0,771) e o IPB (Spearman= -0,559). A existência de correlação negativa entre chuvas e os índices IPO, IPM e IPB demonstram aumento das coletas após ocorrência de chuvas, fato provavelmente associado ao aumento do número de criadouros e, conseqüentemente, aumento da população de mosquitos do local (CDC, 1980; LOZOVEI, 2001).

#### **5.2.5 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos e a armadilha de captura de ovos (ovitrampa).**

Na área tratada, foi observada uma forte correlação positiva (Spearman = 0,926) entre o número de ovos coletados pelas ovitrampas e o número de adultos capturados pela MosquiTRAP<sup>®</sup>, sugerindo que houve relação entre os valores obtidos. Não houve correlação entre o número de ovos coletados pela ovitrampa e adultos coletados pela BG-Sentinel<sup>®</sup> (Spearman = 0,353) e entre as coletas da ovitrampa e do Aspirador de Nasci (Spearman = 0,414) (TAB. 3).

Na área controle foi observada uma forte correlação positiva (Spearman = 0,871) entre o número de ovos coletados pela ovitrampa e o número de adultos capturados pela MosquiTRAP<sup>®</sup>, pela BG-Sentinel<sup>®</sup> (Spearman = 0,871) e pelo Aspirador de Nasci (Spearman = 0,815) (TAB. 4). Esses dados sugerem que houve relação entre o número de ovos e adultos capturados e evidencia a equivalência entre os métodos de captura de adultos utilizados e a ovitrampa.



**FIGURA 14.** Dados meteorológicos e comparação entre os Índices de Positividade da ovitrampa (IPO) e das armadilhas MosquiTRAP® (IPM), BG-Sentinel® (IPB) e Aspirador de Nasci (IPA) nas áreas tratada e controle durante o 1º Ciclo de aplicação do inseticida (março-abril/ 2006). Valores negativos correspondem às leituras realizadas antes da primeira aplicação e valores positivos são de leituras realizadas após as aplicações. Os dias de aplicação de inseticida estão indicados por setas.

## **5.2.6 Total de coleta por armadilha no 1º Ciclo de aplicação do inseticida**

### **5.2.6.1 Área Tratada**

#### **A Ovitrapa**

A armadilha com infusão a 10% coletou 2378 ovos e aquela com infusão a 100%, 3916, totalizando 6294 ovos. Foram avaliados 119 pares de ovitrampas e a média de ovos por par variou de 8,5 a 92,6. Foram coletados ovos e adultos durante todas as leituras do experimento. A relação observada entre o número total de ovos coletados pela ovitrapa e o número de fêmeas capturadas pelas três armadilhas para coleta de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) foi de 165,6 ovos para cada fêmea de *Aedes* sp. O valor médio de ovos por fêmeas foi próximo ao encontrado na literatura, 120 ovos por fêmea (FORATTINI, 2002).

Os ovos coletados foram colocados na água para eclosão das larvas e identificação das espécies, entretanto nenhuma larva eclodiu. Talvez, o período em que os ovos ficaram guardados (3 a 5 meses) tenha sido muito grande, o que pode ter inviabilizado os ovos. Esse é um dos problemas que podem ser enfrentados durante o trabalho com ovitrampas, a demora para colocar as palhetas para eclodir, ou mesmo problemas com seu armazenamento podem inviabilizar os ovos e impedir que a identificação das espécies seja realizada.

#### **B MosquiTRAP<sup>®</sup>**

Durante as seis leituras que englobaram o 1º Ciclo do experimento foram vistoriadas 120 MosquiTRAP's<sup>®</sup> e capturadas 23 fêmeas adultas de *Aedes* sp. Dessas, uma fêmea de *A. albopictus*, uma de *Aedes taeniorhynchus* e 21 de *A. aegypti*. A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0,05 a 0,25. Também foram coletados 39

espécimes de *Culex* sp. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas cinco eram oníparas (24%), 15 estavam grávidas (71%), das quais uma apresentava sangue em seu interior (5%), uma fêmea não pôde ter a paridade determinada (TAB. 5). Foi observado maior número de *Aedes* sp. coletados na leitura do dia +13, coincidindo com maior coleta de ovos. As leituras dos dias 0, +9 e +16 também tiveram números elevados de captura de *Aedes* sp., coincidindo com a grande quantidade de ovos coletados (TAB. 3). Foram capturados adultos de *A. aegypti* durante todas as leituras, entre eles um macho.

### **C Aspirador de Nasci**

Durante o 1º Ciclo foram realizadas 118 aspirações (TAB. 3) com captura de oito fêmeas de *Aedes* sp. no intradomicílio, das quais uma era *A. taeniorhynchus* e sete *A. aegypti*. Também foram coletados 226 espécimes de *Culex* sp., dos quais 205 (91%) foram estavam no intradomicílio e 21 (9%) no peridomicílio. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas uma era onípara (14%) e apresentava sangue em seu interior e seis estavam grávidas (86%), três delas com sangue (TAB. 5). Também houve coleta de quatro machos de *A. aegypti*, todos no intradomicílio. A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou entre 0 e 0,1.

### **D BG-Sentinel®**

Foram instaladas 70 BG-Sentinel's® na área tratada. Nesse período foram capturadas 12 fêmeas de *Aedes* sp., das quais duas (17%) eram da espécie *A. taeniorhynchus* e 10 (83%) *A. aegypti*. Todas as fêmeas capturadas estavam grávidas, uma delas (10%) tinha sangue em seu interior (TAB. 5). A média de fêmeas de *A. aegypti* por leitura variou de 0 a 0,4. Houve captura de *A. aegypti* em todas as coletas

realizadas pela BG-Sentinel<sup>®</sup>, totalizando 21 espécimes. Foram coletados 11 machos de *A. aegypti* durante os testes, além de 241 exemplares de *Culex* sp.

Os resultados observados no estudo da paridade das fêmeas capturadas nas três armadilhas de coleta de adultos demonstraram que não houve mudança no perfil de idade da população do vetor, que continuou sendo composta por fêmeas velhas (TAB. 5) mesmo depois de várias aplicações do inseticida. A ausência de fêmeas nulíparas e o grande número de fêmeas oníparas e grávidas são uma evidência de que o controle não foi eficiente (DETINOVA, 1962; GIGLIOLI, 1964; HOECK et al., 2002; REITER & NATHAN, 2001).

A discussão dos resultados obtidos no 1º Ciclo encontra-se após apresentação dos resultados do 2º Ciclo.

**TABELA 5.** Resultados do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de *Aedes aegypti* coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área tratada durante o 1º Ciclo de aplicação do inseticida. X±ep: média ± erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria.

Dias <sup>1</sup>	Mosquitrap					BG-Sentinel					Aspirador				
	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN
-5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0	0	1	0	0
-4	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0	-	-	-	-	-
0 <sup>•</sup>	0	0	4	0	1	-	-	-	-	-	0	1	0	1	0
+1	-	-	-	-	-	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0
+2 <sup>•</sup>	0	0	1	0	0	-	-	-	-	-	0	0	1	1	0
+3	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
+6 <sup>•</sup>	0	0	1	0	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
+7	-	-	-	-	-	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
+9 <sup>•</sup>	0	2	2	0	0	-	-	-	-	-	0	0	1	0	0
+10	-	-	-	-	-	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
+13 <sup>•</sup>	0	1	4	1	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
+14	-	-	-	-	-	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0
+16	0	2	3	0	0	0	0	2	0	0	0	0	1	1	0
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>5</b>	<b>15</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>10</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>6</b>	<b>4</b>	
<b>%</b>	<b>0</b>	<b>24</b>	<b>71</b>	<b>5</b>	<b>5</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>100</b>	<b>10</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>14</b>	<b>86</b>	<b>57</b>	<b>0</b>
<b>(X±ep)</b>	<b>0</b>	<b>0,83±0,40</b>	<b>2,5±0,56</b>	<b>0,16±0,16</b>	<b>0,16±0,16</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1,42±0,53</b>	<b>0,14±0,14</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0,08±0,08</b>	<b>0,50±0,15</b>	<b>0,33±0,14</b>	<b>0</b>

NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado.

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida e valores positivos são referentes às leituras realizadas após as aplicações.

### **5.2.6.2 Área Controle**

#### **A Ovitampa**

Durante o 1º Ciclo foram coletados ovos pelas ovitrampas em todas as leituras realizadas na área controle. Foram avaliados 120 pares de armadilhas e coletados 5497 ovos, 2177 na armadilha com infusão a 10% e 3320 com infusão a 100%. A média de ovos por par de ovitrampas esteve entre 13,1 e 123,3 e a relação entre o número de ovos e fêmeas capturadas pelas armadilhas para coleta de adultos foi de 103,7 ovos para cada fêmea de *Aedes* sp. Não foi possível fazer identificação das espécies capturadas, pois não houve eclosão de larvas dos ovos coletados.

#### **B MosquiTRAP®**

Durante as seis leituras do 1º Ciclo foram vistoriadas 119 armadilhas MosquiTRAP®s na área controle. Nesse período, apenas na leitura do dia +2 não foram capturadas fêmeas de *A. aegypti*. Das 18 fêmeas de *Aedes* sp. capturadas uma era *A. albopictus*, quatro *A. taeniorhynchus* e 13 *A. aegypti*. A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0 a 0,32. Quanto ao estudo da fisiologia das fêmeas de *A. aegypti* capturadas três eram oníparas (23%) e sete estavam grávidas (54%), não foi possível determinar a paridade de três fêmeas (23%) (Tab. 6). Também foi coletado um macho de *A. aegypti* e um exemplar de *Culex* sp. Foi observado maior número de *Aedes* sp. Coletados na leitura do dia 0 do experimento.

#### **C Aspirador de Nasci**

Durante o 1º Ciclo foram realizadas 116 aspirações na área controle com captura de 24 fêmeas de *Aedes* sp., das quais 10 eram *A. taeniorhynchus*, nove capturadas no

intradomicílio e uma no peridomicílio, e 14 eram *A. aegypti*, 11 capturadas no intradomicílio e três no peridomicílio. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas uma era nulípara (6%), cinco oníparas (31%), oito estavam grávidas (50%) e 11 apresentavam sangue em seu interior (69%) (TAB. 6). A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0 a 0,3. Em quatro das 12 coletas realizadas não houve captura de *A. aegypti*. Também foram coletados 14 machos de *A. aegypti*, 10 no intradomicílio e quatro no peridomicílio. Dos 121 exemplares de *Culex* sp. coletados, 34 (28%) foram capturados no peridomicílio.

### **C BG-Sentinel<sup>®</sup>**

No 1º Ciclo foram vistoriadas 60 BG-Sentinel<sup>®</sup>s na área controle com captura de 33 fêmeas de *Aedes* sp., das quais sete (21,2%) eram da espécie *A. taeniorhynchus* e 26 (79%) *A. aegypti*. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas 15 (58%) estavam grávidas, uma era nulípara (4%), seis eram oníparas (23%) e cinco apresentavam sangue em seu interior (19%). Quatro das fêmeas capturadas (15%) não puderam ser classificadas quanto ao estado fisiológico (TAB. 6). A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0,20 a 0,70. Houve coleta de machos (11 espécimes) e fêmeas de *A. aegypti* em todas as leituras. Cento e cinquenta e cinco exemplares de *Culex* sp. também foram coletados durante esse período.

**TABELA 6.** Resultados do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de *Aedes aegypti* coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área controle durante o 1º Ciclo de aplicação do inseticida. X±ep: média ± erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria. NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado.

Dias <sup>1</sup>	Mosquitrap					BG-Sentinel					Aspirador				
	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN
-5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0	0	2	0	0
-4	-	-	-	-	-	0	1	3	1	1	-	-	-	-	-
0 <sup>•</sup>	0	0	4	0	2	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
+1	-	-	-	-	-	x	x	x	x	x	0	0	0	0	0
+2 <sup>•</sup>	0	0	0	0	0	-	-	-	-	-	0	3	0	3	0
+3	-	-	-	-	-	1	3	2	2	1	0	0	2	2	0
+6 <sup>•</sup>	0	1	0	0	0	-	-	-	-	-	0	0	1	1	0
+7	-	-	-	-	-	0	1	2	0	1	0	0	0	0	0
+9 <sup>•</sup>	0	0	2	0	1	-	-	-	-	-	0	1	0	1	0
+10	-	-	-	-	-	0	1	1	1	0	0	1	0	1	0
+13 <sup>•</sup>	0	2	0	0	0	-	-	-	-	-	0	0	1	1	0
+14	-	-	-	-	-	0	0	5	1	1	0	0	0	0	0
+16	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	1	0	2	2	0
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>7</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>6</b>	<b>15</b>	<b>5</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	<b>5</b>	<b>8</b>	<b>11</b>	<b>0</b>
<b>%</b>	<b>0</b>	<b>23</b>	<b>54</b>	<b>0</b>	<b>23</b>	<b>4</b>	<b>23</b>	<b>58</b>	<b>19</b>	<b>15</b>	<b>6</b>	<b>31</b>	<b>50</b>	<b>69</b>	<b>0</b>
<b>(X±ep)</b>	<b>0</b>	<b>0,50±0,34</b>	<b>1,16±0,65</b>	<b>0</b>	<b>0,50±0,34</b>	<b>0,16±0,16</b>	<b>1,0±0,45</b>	<b>2,5±0,56</b>	<b>0,83±0,30</b>	<b>0,67±0,21</b>	<b>0,08±0,83</b>	<b>0,41±0,26</b>	<b>0,67±0,26</b>	<b>0,92±0,29</b>	<b>0</b>

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida e valores positivos são referentes às leituras realizadas após as aplicações.

x: não foram instaladas armadilhas nesse dia por problemas com o recarregador de baterias.

### **5.3 SEGUNDO CICLO DE APLICAÇÃO DE INSETICIDA**

#### **5.3.1 Comparação entre as áreas tratada e controle de acordo com as armadilhas utilizadas**

No decorrer do 2º Ciclo o Índice Predial oscilou entre 2,78 e 3,68 para a área tratada e 2,27 e 4,76 para a área controle, não sendo observadas quedas significativas. Não foi observada diferença entre a captura das armadilhas ao se comparar as duas áreas no 2º Ciclo. Esses resultados demonstram que não houve diferença significativa entre as áreas avaliadas durante o experimento, mesmo com a ocorrência de aplicações periódicas de inseticida na área tratada.

#### **5.3.2 Comparação entre as leituras realizadas**

Na área tratada não foi observada diferença entre leituras consecutivas ( $\alpha=5\%$ ). Considerando um erro de 5,8% é possível dizer que houve diferença entre as leituras dos dias +3 e +8 da MosquiTRAP® ( $p = 0,058$ ), nas demais leituras não foi observada diferença significativa. Para a ovitrampa foi observada diferença apenas entre os dias +17 e +21 ( $p < 0,05$ ) com aumento no número de ovos coletados. Os valores de  $p$  para as demais comparações oscilaram entre 0,149 e 0,744. Apenas entre as leituras dos dias +11 e +15 da BG-Sentinel® houve diferença significativa ( $p < 0,05$ ), com aumento no número de fêmeas capturas. As coletas com o Aspirador de Nasci não apresentaram diferença significativa na captura de fêmeas (TAB. 7).

As leituras realizadas para MosquiTRAP® e ovitrampa na área controle não apresentaram diferença significativa ( $0,083 \leq p \leq 0,705$  e  $0,086 \leq p \leq 0,959$ ,

respectivamente). Foi observada diferença entre as leituras dos dias +9 e +11 ( $p < 0,05$ ) para a BG-Sentinel<sup>®</sup>. O valor de  $p$  para as demais leituras foi  $0,083 \leq p \leq 0,480$ . Nas leituras dos dias +1, +10, +15, +17 e +18 não foram coletados nenhum *Aedes* sp. com o Aspirador de Nasci e para as demais não houve diferença significativa ( $0,083 \leq p \leq 1,00$ ) (TAB. 8).

Apesar de serem observadas diferenças entre algumas leituras, não foi possível associar a diminuição das coletas à aplicação do inseticida devido ao fato de as duas áreas apresentarem resultados semelhantes.

### **5.3.3 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci)**

No 2º Ciclo do experimento foi encontrada diferença significativa entre MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci ( $p < 0,005$ ) na área tratada. Nesse período não houve diferença significativa entre as capturas realizadas pela MosquiTRAP<sup>®</sup> e pela BG-Sentinel<sup>®</sup> ( $p = 0,121$ ). Já as comparações entre as armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci ( $p < 0,005$ ) e entre MosquiTRAP<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci ( $p < 0,05$ ) demonstraram a ocorrência de diferença significativa entre as mesmas, com o Aspirador de Nasci capturando menos fêmeas (TAB. 10).

No mesmo período, na área controle foi encontrada diferença significativa ( $p < 0,005$ ) entre as três armadilhas. Houve diferença significativa entre a MosquiTRAP<sup>®</sup> e a BG-Sentinel<sup>®</sup> ( $p < 0,005$ ) e entre a BG-Sentinel<sup>®</sup> e o Aspirador de Nasci ( $p < 0,005$ ), com a BG-Sentinel<sup>®</sup> capturando significativamente mais fêmeas (TAB. 11). Não houve diferença significativa entre a MosquiTRAP<sup>®</sup> e o Aspirador de Nasci ( $p = 0,462$ ).

**TABELA 7.** Resultados de coletas de ovos e fêmeas de *Aedes aegypti*, realizadas no 2º Ciclo de experimento (abril - maio de 2006) na área tratada. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP®; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel®; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. (X±ep: média ± erro padrão). MosquiTRAP® α=6%.

Dias <sup>1</sup>	Ovitrampa Ovos				Mosquitrap Adultos (♀)				BG-Sentinel Adultos (♀)				Aspirador Adultos (♀)			
	n <sup>2</sup>	IPO	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPM	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPB	Total	(X±ep)	n <sup>2</sup>	IPA	Total	(X±ep)
-4	-	-	-	-	-	-	-	-	10	50	6	0,6±0,22	10	10	1	0,1±0,10
0*	40	65	1368	34,2±7,62	20	20	4	0,2±0,09	-	-	-	-	10	20	2	0,20±0,13
+1	-	-	-	-	-	-	-	-	10	40	8	0,8±0,39	10	10	1	0,1±0,10
+3*	38	63,2	1877	49,4±13,89	20	5	1	0,05±0,05	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10
+4	-	-	-	-	-	-	-	-	10	30	3	0,3±0,15	10	0	0	0
+8*	40	57,5	2168	54,2±12,62	20	30	7	0,35±0,13	-	-	-	-	10	0	0	0
+9	-	-	-	-	-	-	-	-	10	40	6	0,6±0,27	10	0	0	0
+10	40	47,5	1570	39,3±12,59	20	20	4	0,20±0,09	-	-	-	-	10	20	2	0,20±0,13
+11	-	-	-	-	-	-	-	-	10	10	1	0,1±0,10	10	20	2	0,20±0,13
+14*	40	70	1544	38,6±9,7	20	5	1	0,05±0,05	-	-	-	-	10	0	0	0
+15	-	-	-	-	-	-	-	-	10	50	7	0,7±0,27	10	10	1	0,1±0,10
+17*	40	50	1234	30,9±7,23	20	10	2	0,1±0,07	-	-	-	-	10	0	0	0
+18	-	-	-	-	-	-	-	-	10	30	4	0,4±0,22	10	0	0	0
+21	40	72,5	2385	59,6±15,72	20	0	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Total/Média</b>	278	60,8	12146	86,8±10,0	140	15,83	19	0,16±0,04	70	35,8	35	0,50±0,93	130	7,7	10	0,08±0,02

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida e valores positivos são referentes às leituras realizadas após as aplicações.

n<sup>2</sup>: número de armadilhas avaliadas.

Dias de aplicação de inseticida estão indicados pelo símbolo “\*”.

**TABELA 8.** Resultados de coletas de ovos e fêmeas de *Aedes aegypti*, realizadas no 2º Ciclo de experimento (abril - maio de 2006) na área controle. IPO: Índice de Positividade para ovitrampa; IPM: Índice de Positividade para MosquiTRAP®; IPB: Índice de Positividade para BG-Sentinel®; IPA: Índice de Positividade para Aspirador de Nasci. (X±ep: média ± erro padrão). n²: número de armadilhas avaliadas

Dias <sup>1</sup>	Ovitrampa Ovos				Mosquitrap Adultos (♀)				BG-Sentinel Adultos (♀)				Aspirador Adultos (♀)			
	n²	IPO	Total	(X±ep)	n²	IPM	Total	(X±ep)	n²	IPB	Total	(X±ep)	n²	IPA	Total	(X±ep)
-5	-	-	-	-	-	-	-	-	10	40	7	0,70±0,30	10	10	1	0,10±0,10
0•	38	73,7	1803	47,4±12,2	20	10	2	0,10±0,69	-	-	-	-	10	30	3	0,30±0,15
+1	-	-	-	-	-	-	-	-	10	70	15	1,50±0,50	10	0	0	0
+3•	40	45	1271	31,7±9,3	20	10	3	0,15±0,11	-	-	-	-	10	10	3	0,30±0,30
+4	-	-	-	-	-	-	-	-	9	44,4	8	0,80±0,42	10	20	2	0,20±0,13
+8•	39	46,2	1343	34,4±8,1	20	10	2	0,10±0,07	-	-	-	-	10	10	1	0,10±0,10
+9	-	-	-	-	-	-	-	-	10	70	27	2,70±1,13	10	10	2	0,20±0,20
+10	36	75	1436	39,9±9,5	20	15	3	0,15±0,08	-	-	-	-	10	0	0	0
+11	-	-	-	-	-	-	-	-	10	30	3	0,30±0,15	10	20	2	0,20±0,13
+14•	40	55	1269	31,7±8,7	20	0	0	0	-	-	-	-	10	20	2	0,20±0,13
+15	-	-	-	-	-	-	-	-	10	30	5	0,50±0,31	10	0	0	0
+17•	40	92,5	2050	51,25±11,08	20	0	0	0	-	-	-	-	10	0	0	0
+18	-	-	-	-	-	-	-	-	10	90	20	2,0±0,45	10	0	0	0
+21	36	44,4	1491	41,4±16,6	20	0	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Total/Média</b>	269	61,7	10663	76,2±9,9	140	6,4	10	0,083±0,03	69	53,6	85	1,21±0,22	130	10	16	0,12±0,04

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida e valores positivos são referentes às leituras realizadas após as aplicações.

Dias de aplicação de inseticida estão indicados pelo símbolo “•”.

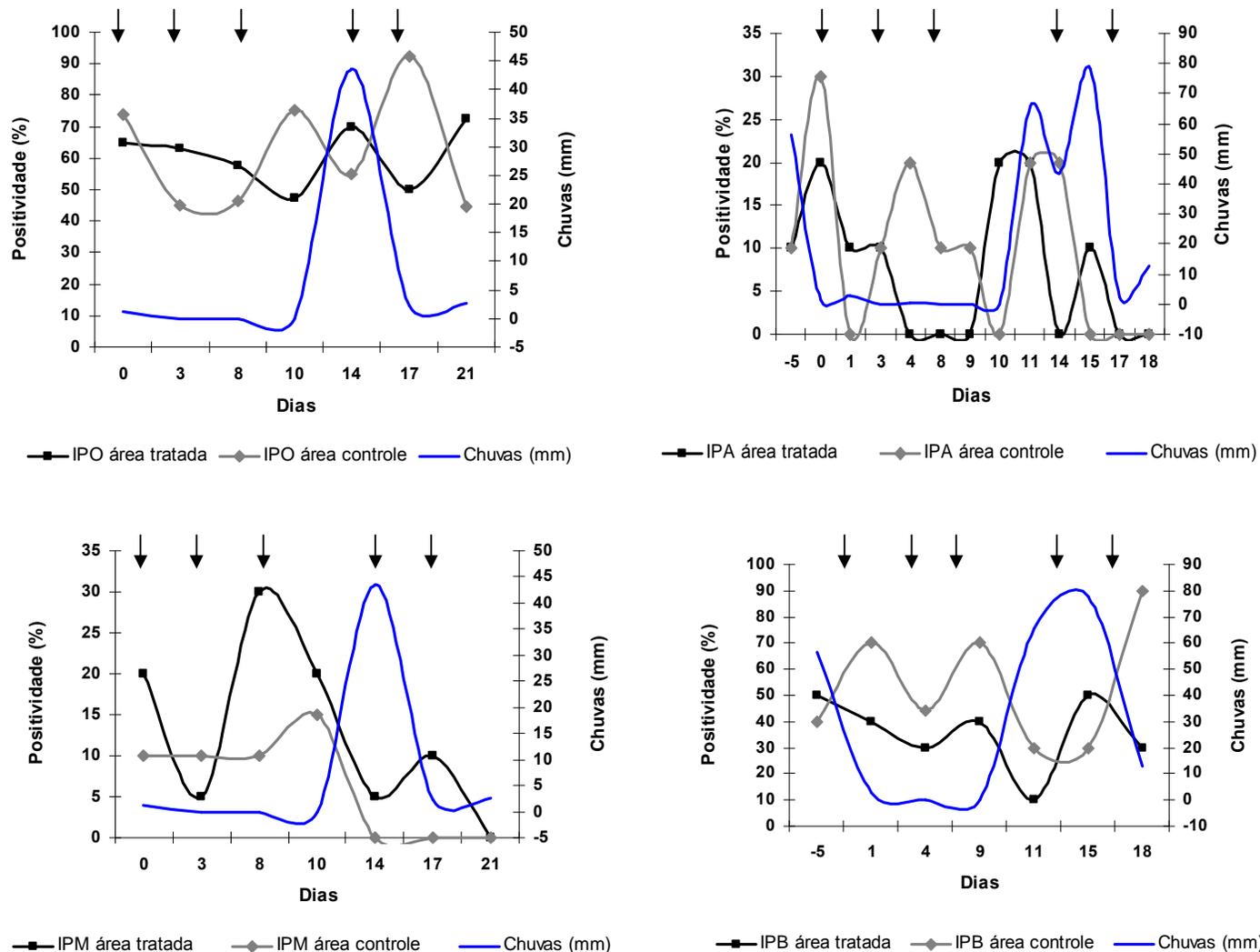
### **5.3.4 Comparação entre os Índices de Positividade das armadilhas avaliadas**

Os padrões de oscilação dos Índices de Positividade observados no 2º Ciclo na área tratada não foram semelhantes. O IPO foi o índice que apresentou maiores valores. O IPA foi o menor índice observado e o IPB foi o segundo maior, ficando atrás apenas da ovitrampa (FIG. 15). O fato de o IPB ter apresentado valores semelhantes ao IPO demonstra a possibilidade da BG-Sentinel<sup>®</sup> ser utilizada como metodologia de detecção de adultos no ambiente. Na área controle, também não foi observada relação entre os padrões dos índices de positividade calculados (TAB. 8). Para essa localidade, o IPB também foi o segundo maior valor, enquanto o IPO continuou sendo maior. Em alguns casos o IPB foi muito próximo ao IPO (FIG. 15).

No 2º Ciclo na área tratada houve correlação negativa forte entre as chuvas e o IPO (Spearman= -0,667) e IPM (Spearman= -0,623). Na área controle, o IPM apresentou correlação negativa forte para chuvas (Spearman= -0,657). Demonstrando maior coleta após ocorrência de chuvas, provavelmente associado ao aumento do número de criadouros e, conseqüentemente, aumento da população de mosquitos do local (CDC, 1980; LOZOVEI, 2001).

### **5.3.5 Comparação entre as armadilhas de captura de adultos e a armadilha de captura de ovos (Ovitrampa)**

Durante o 2º Ciclo na área tratada, houve forte correlação positiva entre o número de ovos coletados pela ovitrampa e o número de adultos capturados pelas armadilhas MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> (Spearman = 0,869) e Aspirador de Nasci (Spearman > 0,8) (TAB. 7). O mesmo foi observado na área controle (Spearman > 0,8). Esses valores demonstram a relação entre os valores obtidos para coleta de ovos e fêmeas.



**FIGURA 15.** Dados meteorológicos e comparação entre os Índices de Positividade da ovitrampa (IPO) e das armadilhas MosquiTRAP® (IPM), BG-Sentinel® (IPB) e Aspirador de Nasci (IPA) nas áreas tratada e controle durante o 2º Ciclo de aplicação do inseticida (abril-maio/ 2006). Valores negativos correspondem às leituras realizadas antes da primeira aplicação e valores positivos são de leituras realizadas após as aplicações. Os dias de aplicação de inseticida estão indicados por setas.

### **5.3.6 Total de coleta por armadilha no 2º Ciclo de aplicação do inseticida**

#### **5.3.6.1 Área Tratada**

##### **A Ovitampa**

O 2º Ciclo do experimento foi composto por sete leituras, uma a mais que o primeiro, devido à ocorrência de chuvas que impossibilitaram a aplicação do inseticida em um dos dias previstos. Nesse ciclo foram coletados 12146 ovos na ovitampa (5657 na armadilha a 10% e 6489 na armadilha a 100%). Em todas as leituras realizadas havia armadilhas positivas. A relação observada entre o número de ovos e fêmeas foi de 189,8 ovos para cada fêmea de *A. aegypti* capturada, valor maior que o observado no 1º Ciclo (165,6). Dos 12146 ovos coletados, apenas 35 larvas (0,3%) eclodiram, todas da espécie *A. aegypti*. A média de ovos por par de ovitampa inspecionadas variou de 30,9 a 59,6.

##### **B MosquiTRAP®**

Foram vistoriadas 140 MosquiTRAP®s e capturadas 20 fêmeas adultas de *Aedes* sp. Dessas, uma da espécie *A. taeniorhynchus* e 19 *A. aegypti*. O maior número de *Aedes* sp. foi coletado na leitura do dia +8, coincidindo com maior coleta de ovos. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas três eram oníparas (16%), 16 estavam grávidas (84%) e quatro tinham se alimentado de sangue recentemente (21%) (TAB. 9). Nenhuma fêmea capturada era nulípara. A média de fêmeas adultas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0,05 a 0,35. Nesse período foram coletados dois machos de *A. aegypti* e 72 espécimes de *Culex* sp. pela MosquiTRAP®. Em todas as leituras realizadas ocorreu a captura de fêmeas adultas de *A. aegypti*.

### **C Aspirador de Nasci**

Durante o 2º Ciclo foram realizadas 130 aspirações (TAB. 7) com captura de 10 fêmeas de *A. aegypti*, todas no intradomicílio. A média de fêmeas por armadilha/ leitura variou de 0 a 0,2. Duas das fêmeas de *A. aegypti* capturadas eram oníparas (20%), sete estavam grávidas (70%), sete apresentavam sangue em seu interior (70%) e uma não pôde ter a paridade definida (10%) (TAB. 9). Foram capturados cinco machos de *A. aegypti* no intradomicílio. Também foram coletados 363 espécimes de *Culex* sp., desses apenas três (0,8%) se encontravam no peridomicílio.

### **D BG-Sentinel<sup>®</sup>**

As 70 BG-Sentinel<sup>®</sup>s instaladas na área tratada capturaram 35 fêmeas de *A. aegypti* no 2º Ciclo. Houve captura de fêmeas em todas as coletas. Dessas, três eram nulíparas (9%), seis eram oníparas (17%), 25 estavam grávidas (71%), seis estavam com sangue (17%) e uma não pôde ter a paridade determinada (3%) (TAB. 9). A média de fêmeas de *A. aegypti* por leitura variou de 0,1 a 0,2. Foram coletados seis machos de *A. aegypti* e 360 exemplares de *Culex* sp. durante os testes.

Assim como no 1º Ciclo não foi observada diferença na idade da população da área em que foi realizado o tratamento químico. O que é indicativo de ineficácia do tratamento para eliminar as fêmeas adultas do local (TAB. 9) (DETINOVA, 1962; GIGLIOLI, 1964; HOECK et al., 2002; REITER & NATHAN, 2001).

**TABELA 9.** Resultado do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de *Aedes aegypti* coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG-Sentinel<sup>®</sup> e Aspirador de Nasci) na área tratada durante o 2º Ciclo de aplicação do inseticida. X±ep: média ± erro padrão. Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria.

Dias <sup>1</sup>	Mosquitrap					BG-Sentinel					Aspirador				
	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN
-5	-	-	-	-	-	0	2	4	1	0	0	0	1	0	0
-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
0*	0	1	3	0	0	-	-	-	-	-	0	1	1	1	0
1	-	-	-	-	-	2	0	6	2	0	0	0	0	0	1
2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
3*	0	0	1	1	0	-	-	-	-	-	0	1	0	1	0
4	-	-	-	-	-	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0
6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
8*	0	2	5	1	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
9	-	-	-	-	-	0	0	6	2	0	0	0	0	0	0
10	0	0	4	1	0	-	-	-	-	-	0	0	2	2	0
11	-	-	-	-	-	1	0	0	0	0	0	0	2	2	0
13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
14*	0	0	1	0	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
15	-	-	-	-	-	0	3	3	0	1	0	0	1	1	0
16	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
17	0	0	2	1	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
18	-	-	-	-	-	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>16</b>	<b>4</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>25</b>	<b>6</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>2</b>	<b>7</b>	<b>7</b>	<b>1</b>
<b>%</b>	<b>0</b>	<b>16</b>	<b>84</b>	<b>21</b>	<b>0</b>	<b>9</b>	<b>17</b>	<b>71</b>	<b>17</b>	<b>3</b>	<b>0</b>	<b>20</b>	<b>60</b>	<b>70</b>	<b>10</b>
<b>(X±ep)</b>	<b>0</b>	<b>0,5±0,83</b>	<b>2,6±1,6</b>	<b>0,66±0,5</b>	<b>0</b>	<b>0,5±0,83</b>	<b>1±1,26</b>	<b>30,5±2,34</b>	<b>1±0,89</b>	<b>0,16±0,4</b>	<b>0</b>	<b>0,15±0,37</b>	<b>0,46±0,77</b>	<b>0,54±0,77</b>	<b>0,08±0,27</b>

NP: nulípara: OP: onípara: GR: grávida: SG: com sangue: IN: indeterminado.

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida.

### **5.3.6.2 Área Controle**

#### **A Ovitrapa**

Foram instaladas 269 ovitrapas, as armadilhas com infusão a 10% coletaram 4382 ovos, enquanto aquelas com infusão a 100% coletaram 6281, totalizando 10663 ovos. A média de ovos por par de armadilhas oscilou entre de 31,7 a 51,25. A relação entre o número de ovos e fêmeas capturadas foi de 96,1 ovos para cada fêmea de *A. aegypti*. Não foi possível fazer identificação das espécies capturadas, pois não houve eclosão de larvas dos ovos coletados. Entretanto, a maioria dos adultos capturados nos dois ciclos era da espécie *A. aegypti* (89%), demonstrando que a população de mosquitos de Fortaleza é composta, principalmente, por membros dessa espécie, por isso a não eclosão das larvas não interfere nos resultados obtidos uma vez que apenas 9,8% dos espécimes capturados era *A. taeniorhynchus* e 1,05% *A. albopictus*. A espécie *A. albopictus* foi descrita recentemente em Fortaleza (MARTINS, 2006) e a espécie *A. taeniorhynchus* é comum em áreas litorâneas e deposita seus ovos em água com certo grau de salinidade (CONSOLI & OLIVEIRA, 1998).

#### **B MosquiTRAP®**

Foram realizadas sete leituras no 2º Ciclo e vistoriadas 140 armadilhas MosquiTRAP®, na área controle. Houve captura de 10 fêmeas de *A. aegypti*. A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0,1 a 0,15. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas uma era nulípara (10%), três eram oníparas (30%), seis estavam grávidas (60%) e uma apresentava sangue em seu interior (10%) (TAB. 10). Também foi coletado um macho de *A. aegypti* e um exemplar de *Culex* sp.

### **C Aspirador de Nasci**

Durante o 2º Ciclo foram realizadas 130 aspirações com captura de 16 fêmeas de *A. aegypti*, das quais apenas uma (6%) foi encontrada no peridomicílio. Das fêmeas capturadas uma era nulípara (6%), duas oníparas (13%), 11 estavam grávidas (69%), 12 apresentavam sangue em seu interior (75%) e uma não pôde ter a paridade determinada (6%) (TAB. 10). A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0,1 a 0,3. Foram coletados 15 machos de *A. aegypti*, 14 no intradomicílio e um no peridomicílio. Foram capturados 55 exemplares de *Culex* sp. no peridomicílio e 111 no intradomicílio, totalizando 166 indivíduos. Um macho de *A. albopictus* foi coletado no intradomicílio.

### **D BG-Sentinel<sup>®</sup>**

No 2º Ciclo do experimento foram vistoriadas 69 BG-Sentinel<sup>®</sup>s na área controle com captura de 88 fêmeas de *Aedes* sp., das quais duas (2%) eram da espécie *A. taeniorhynchus*, uma *A. albopictus* (1%) e 85 (97%) *A. aegypti*. Das fêmeas de *A. aegypti* capturadas 73 (86%) estavam grávidas, quatro eram nulíparas (5%), sete eram oníparas (8%) e 17 (20%) apresentavam sangue em seu interior, não foi possível classificar uma das fêmeas capturadas quanto à paridade (1%) (TAB. 10). A média de fêmeas de *A. aegypti* por armadilha/ leitura variou de 0,3 a 2,7. Houve coleta de machos (33 exemplares) e fêmeas de *A. aegypti* em todas as leituras. Trezentos e vinte e três *Culex* sp. também foram coletados durante esse período.

**TABELA 10.** Resultados do estudo da fisiologia (paridade) das fêmeas de *A. aegypti* coletadas pelas armadilhas de captura de adultos (MosquiTRAP®, BG-Sentinel® e Aspirador de Nasci) na área controle durante o 2º Ciclo de aplicação do inseticida.  $X \pm ep$ : média  $\pm$  erro padrão.

Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria. NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado.

Dias <sup>1</sup>	Mosquitrap					BG-Sentinel					Aspirador				
	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN	NP	OP	GR	SG	IN
-5	-	-	-	-	-	0	0	7	1	0	0	0	0	0	0
-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
0*	0	0	2	0	0	-	-	-	-	-	0	0	3	3	0
1	-	-	-	-	-	1	0	14	4	0	0	0	0	0	0
2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
3*	1	0	2	1	0	-	-	-	-	-	0	0	3	3	0
4	-	-	-	-	-	1	1	6	2	0	0	0	2	1	0
6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
8*	0	2	0	0	0	-	-	-	-	-	0	1	0	1	0
9	-	-	-	-	-	1	4	22	7	0	0	0	1	2	1
10	0	1	2	0	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
11	-	-	-	-	-	0	1	2	1	0	0	0	2	2	0
13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
14*	0	0	0	0	0	-	-	-	-	-	1	1	0	0	0
15	-	-	-	-	-	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0
16	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
17	0	0	0	0	0	-	-	-	-	-	0	0	0	0	0
18	-	-	-	-	-	1	1	17	2	1	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Total</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>4</b>	<b>7</b>	<b>73</b>	<b>17</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>11</b>	<b>12</b>	<b>1</b>
<b>%</b>	<b>10</b>	<b>30</b>	<b>60</b>	<b>10</b>	<b>0</b>	<b>5</b>	<b>8</b>	<b>86</b>	<b>20</b>	<b>1</b>	<b>6</b>	<b>13</b>	<b>69</b>	<b>75</b>	<b>6</b>
<b>(X<math>\pm</math>ep)</b>	<b>0,14<math>\pm</math>0,14</b>	<b>0,43<math>\pm</math>0,3</b>	<b>0,86<math>\pm</math>0,40</b>	<b>0,14<math>\pm</math>0,14</b>	<b>0</b>	<b>0,57<math>\pm</math>0,20</b>	<b>1<math>\pm</math>0,54</b>	<b>10,4<math>\pm</math>2,77</b>	<b>2,4<math>\pm</math>0,89</b>	<b>0,14<math>\pm</math>0,14</b>	<b>0,07<math>\pm</math>0,07</b>	<b>0,15<math>\pm</math>0,10</b>	<b>0,84<math>\pm</math>0,0,34</b>	<b>0,92<math>\pm</math>0,33</b>	<b>0,07<math>\pm</math>0,07</b>

Dias<sup>1</sup>: Valores negativos correspondem às leituras realizadas no período anterior à primeira aplicação do inseticida

#### **5.4 Análise da paridade das fêmeas de *A. aegypti* capturadas de acordo com a armadilha utilizada**

Durante os dois ciclos do experimento foi avaliada, nas duas áreas, a relação entre o estado fisiológico das fêmeas capturadas e o tipo de metodologia utilizada (TAB. 11).

A maioria das fêmeas capturadas estava grávida. A MosquiTRAP<sup>®</sup> capturou 70% de fêmeas grávidas e apenas seis fêmeas apresentavam sangue em seu interior (10%) (TAB. 11), o que está de acordo com trabalho realizado por Fávoro e colaboradores (2006) no qual foi demonstrada maior captura de fêmeas grávidas e sem sangue por essa armadilha. Isso se deve ao fato de que a MosquiTRAP<sup>®</sup> possui um atraente sintético de oviposição específico para fêmeas grávidas e água (EIRAS & SANTANNA, 2001).

Na BG-Sentinel<sup>®</sup>, devido à presença de atraente sintético de odor humano (EIRAS & GEIER, 2002) era esperado maior captura de fêmeas jovens (nulíparas) e sem sangue como observado em trabalho realizado com fêmeas marcadas e recapturadas no Rio de Janeiro (MACIEL-DE-FREITAS et al., 2006). Das fêmeas capturadas pela BG-Sentinel<sup>®</sup> apenas 5% eram nulíparas, a grande maioria era composta por fêmeas grávidas (78%), seguidas de fêmeas com sangue (19%) (TAB. 11). Entretanto a BG-Sentinel<sup>®</sup> foi a armadilha que capturou o maior número de fêmeas nulíparas, seguida do Aspirador de Nasci, que possuía quase o dobro do número de leituras.

A baixa quantidade de fêmeas nulíparas capturadas pode estar relacionada à idade da população local, a qual provavelmente era composta por grande número de fêmeas velhas como observado para *A. aegypti* em Tucson (HOECK et al., 2002) e em Gâmbia para espécies de *Anopheles* sp. (GIGLIOLI, 1964). A captura de fêmeas com sangue pela BG-Sentinel<sup>®</sup>, assim como o grande número de fêmeas grávidas, provavelmente está relacionada à realização de um segundo repasto sangüíneo para completar o ciclo

gonotrófico. Como o ciclo gonotrófico de *A. aegypti* não apresenta concordância gonotrófica pode ser realizada mais de uma hematofagia, o que permitiria a realização de repasto sanguíneo por fêmeas mais velhas, mesmo estando grávidas (BARATA et al., 2001; KLOWDEN & BRIEGEL, 1994; SCOTT et al. 1993 *apud* FORATTINI, 2002). Além disso, é conhecido que fêmeas que já passaram por um ciclo gonotrófico respondem mais a estímulos para realização de hematofagia (HARTBERG, 1971; KLOWDEN & FERNANDEZ, 1996 *apud* FORATTINI, 2002).

Como a armadilha MosquiTRAP<sup>®</sup> não apenas atrai fêmeas grávidas, como acontece com as ovitrampas, mas também as captura, esse método pode estar diretamente relacionado à grande quantidade de fêmeas grávidas encontradas o que seria um fator positivo da armadilha por não apenas detectar fêmeas grávidas, mas também permitir sua quantificação.

O Aspirador de Nasci foi responsável pela captura do maior número de fêmeas com sangue (35) durante a realização do experimento. Por ser um método de busca direta dos mosquitos em repouso, ele não seleciona os insetos capturados, como aconteceu com as demais armadilhas, e captura fêmeas em todos os estágios do ciclo gonotrófico (REITER & NATHAN, 2001). Os resultados corroboram com trabalho realizado para população de *A. aegypti* de São Paulo (BARATA et al., 2001). A prevalência de fêmeas com sangue provavelmente está relacionada à realização de aspiração no intradomicílio, local onde são encontradas fêmeas à procura de repasto sanguíneo (FORATTINI, 2002).

Grande quantidade de fêmeas oníparas, potencialmente infectadas, é encontrada em repouso no intradomicílio em locais que recebem poucas quantidades de inseticida (PERICH et al., 2000). Em 2005 foi realizado na Índia um estudo que avaliou o efeito do uso de delatácide (um piretróide) associado a um sinergista, aplicados com UBV-pesado e UBV-portátil. Assim como no presente trabalho, não foi observado impacto

nas taxas de paridade de fêmeas capturadas após aplicação com UBV-pesado (MANI et al., 2005). Perich e colaboradores (2000) observaram alta proporção de fêmeas paridas (48,5%) em coleta realizada no intradomicílio. Nesse trabalho foram colocadas gaiolas em abrigos comumente utilizados por *A. aegypti* (debaixo de camas, banheiros e etc.) e observaram-se mortalidades muito baixas dos mosquitos expostos nesses locais (10-22%). De acordo com Mani e colaboradores (2005), aplicações no peridomicílio causam níveis muito baixos de mortalidade. Os dados de paridade mostram que causam menos impacto no controle de fêmeas mais velhas e epidemiologicamente perigosas, principalmente em áreas urbanas, onde existem muitas barreiras físicas que impedem a penetração do inseticida nas casas (MANI et al., 2005). Esse fato pode explicar a continuidade de coleta de fêmeas mais velhas durante o trabalho realizado em Fortaleza.

**TABELA 11.** Comparação do estado fisiológico (paridade) do total de fêmeas de *Aedes aegypti* coletadas durante os dois ciclos do experimento (março – maio/ 2006) nas duas áreas avaliadas, de acordo com a metodologia utilizada. (MQ: MosquiTRAP<sup>®</sup>, BG: BG-Sentinel<sup>®</sup>, ASP: Aspirador de Nasci). <sup>1</sup>Fêmeas classificadas como “com sangue” podem estar agrupadas em mais de uma categoria. NP: nulípara; OP: onípara; GR: grávida; SG: com sangue; IN: indeterminado.

Armadilha	Total fêmeas	NP		OP		GR		SG <sup>1</sup>		IN	
		Total	%	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%
MQ (n=519)	63	1	2	14	22	44	70	6	10	4	6
BG (n= 269)	156	8	5	19	12	121	78	29	19	6	4
ASP (n=494)	49	4	8	10	20	32	65	35	71	2	4
<b>Total (n=1282)</b>	<b>268</b>	<b>13</b>	<b>5</b>	<b>43</b>	<b>16</b>	<b>197</b>	<b>73</b>	<b>70</b>	<b>26</b>	<b>12</b>	<b>5</b>

n: Total de leituras realizadas por armadilha.

### 5.5 Aspirador e local de captura

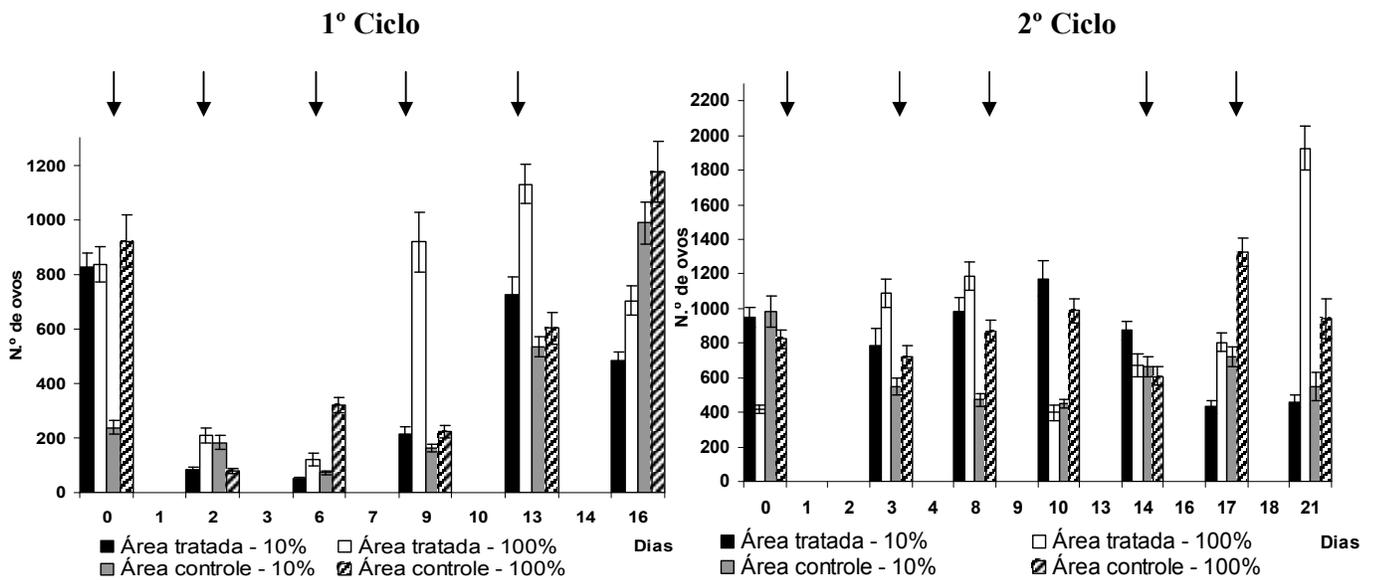
As capturadas realizadas pelo Aspirador de Nasci foram avaliadas com relação a seu local de ocorrência. O maior número de capturas ocorreu no intradomicílio, com prevalência de fêmeas tanto para *A. aegypti* quanto para *Culex* sp. (TAB. 12). Resultados semelhantes foram obtidos para fêmeas de *A. aegypti* capturadas no estado de São Paulo, no qual a coleta no intradomicílio foi responsável por 87,3% das capturas (BARATA et al., 2001). Tun-Lin e colaboradores (1996), em estudo para avaliar a correlação entre índices utilizados para *A. aegypti*, realizaram coleta apenas no peridomicílio. Os resultados aqui observados, juntamente com outros encontrados na literatura (BARATA et al., 2001; SCOTT et al., 2000) demonstraram que o ideal é que sejam realizadas coletas nos dois locais, principalmente no intradomicílio já que na aspiração são capturadas fêmeas em repouso. Como observado em trabalho realizado no Rio de Janeiro, a grande quantidade de *Culex* sp. coletados, tanto pelo Aspirador de Nasci quanto pela BG-Sentinel<sup>®</sup>, provavelmente está relacionada à abundância desses vetores nas áreas estudadas (MACIEL-DE-FREITAS et al., 2006), uma vez que não possuíam redes de esgoto, sendo os dejetos liberados em valas localizadas entre o meio-fio e o asfalto.

**TABELA 12.** Total de coletas de adultos de *Aedes aegypti* e *Culex* sp. realizadas com o Aspirador de Nasci, no peridomicílio e intradomicílio, durante os dois ciclos do experimento (março-maio/ 2006), nas áreas controle e tratada. Aa: *A. aegypti* n: Total de aspirações realizadas.

Local de coleta	1º Ciclo (n= 234)			2º Ciclo ( n=260)			
	Aa ♀	Aa ♂	Culex sp.	Aa ♀	Aa ♂	Culex sp. ♀	Culex sp. ♂
Peridomicílio	3 (13%)	7 (39%)	55 (16%)	1 (4%)	1 (5%)	29 (11%)	47 (19%)
Intradomicílio	21 (88%)	11 (61%)	293 (84%)	25 (96%)	19 (95%)	247 (90%)	206 (81%)
<b>Total</b>	<b>24</b>	<b>18</b>	<b>348</b>	<b>26</b>	<b>20</b>	<b>276</b>	<b>253</b>

### 5.6 Coletas realizadas pelas ovitampas contendo infusão de gramíneas em diferentes concentrações

Os dados encontrados quanto à coleta realizada pelas ovitampas contendo infusão de gramíneas em diferentes concentrações não corroboram com aqueles encontrados na literatura (FIG. 16). Segundo Reiter e Nathan (2001), a armadilha com infusão a 10% deveria coletar maior quantidade de ovos que a de 100%. Apenas cinco das leituras realizadas (19%) obtiveram resultado semelhante. É provável que a idade da infusão tenha interferido, pois sua preparação ocorria uma vez por semana, dessa maneira, a infusão utilizada para a segunda leitura da semana tinha entre 9 e 10 dias, enquanto a idade ideal é de sete dias (REITER & NATHAN, 2001).



**FIGURA 16.** Total de ovos coletados pelas ovitampas nas duas áreas (tratada e controle) durante o 1º e 2º Ciclos de aplicação do inseticida. Valores de coleta referentes às diferentes concentrações de infusão de gramínea (10% e 100%). Os dias de aplicação de inseticida estão indicados por setas.

### **5.7 Provas biológicas em campo**

Nas provas biológicas sem barreira (em área aberta), a mortalidade da cepa avaliada (Fortaleza) à deltametrina foi de 56% no primeiro teste e 34% no segundo, enquanto a mortalidade para a cepa referência (Rockefeller) foi de 99% e 89% nos respectivos testes (NUEND - comunicação pessoal). Nesses testes a velocidade do vento esteve entre 0 e 3 km/h, a temperatura variou de 24,8°C a 28,6°C (mínima e máxima, respectivamente) e a umidade relativa de 65% a 79% (mínima e máxima, respectivamente).

No momento da coleta de gotas, que acontecia juntamente com a calibração da máquina que aplicava o inseticida, a temperatura variou de 30,2°C a 30,3°C e a umidade relativa esteve entre 60% e 79%. Entre 91,5% e 97,6% das gotas coletadas durante as avaliações tiveram tamanhos menores que 20µm, dessas 0 a 2,9% eram menores que 10µm. A quantidade de gotas do inseticida por lâmina utilizada variou de 202 a 226. O tamanho das gotas coletadas estava dentro dos valores necessários (10µm a 20µm) para que se obtenham bons resultados com a aplicação de inseticidas por UBV-pesado (WHO, 2003).

A velocidade do vento no momento das provas com barreira oscilou entre 0 e 4 km/h e as médias das temperaturas máxima e mínima foram 28,7°C e 26,9°C, respectivamente. A umidade relativa média esteve entre 67,7% e 84%, mínima e máxima, respectivamente. A mortalidade foi extremamente baixa (TAB. 13), tanto para a população testada quanto para a cepa Rockefeller, com valores inferiores àqueles observados nas provas sem barreira. Estudos empregando a mesma metodologia com uso de gaiolas demonstraram que a aplicação de inseticidas pelo método de UBV-

pesado se mostrou ineficiente contra populações das áreas tratadas e mosquitos presentes em gaiolas (CASTLE et al., 1999; CHADEE, 1985; FOX, 1980).

**TABELA 13.** Percentual de mortalidade de *Aedes aegypti*, mosquitos da área tratada (Fortaleza) e cepa Rockefeller, em bioensaios realizados em campo com gaiolas de exposição na presença de barreiras físicas, durante as aplicações de inseticida (março-maio/ 2006).

Provas	Mortalidade %		Temperatura		Umidade		Velocidade Vento
	Rockefeller	Fortaleza	Máx	Mín.	Máx.	Mín.	
1ª	54	27	28.3° C	27.7° C	78%	62%	1 km/h
2ª	49	25	27.0° C	26.1° C	98%	88%	3 km/h
3ª	46	13	30.8° C	28.1° C	75%	56%	2 km/h
4ª	31	8	28,5° C	26,1° C	92%	71%	2 km/h
5ª	19	8	28.8° C	27.4° C	75%	61%	0 km/h
6ª	20	21	29.0° C	26.3° C	86%	68%	0 km/h

A média das distâncias de instalação das gaiolas, com relação à rua, para os locais: frente, sala, quarto e quintal foi, respectivamente, 6m, 10m, 14m e 23m. Nas gaiolas localizadas na frente dos imóveis foi observada maior mortalidade, tanto para a cepa de Fortaleza quanto para a cepa Rockefeller (TAB. 14). A análise das lâminas impregnadas colocadas próximas às gaiolas mostrou que as gotas não atingiram todos os locais dos imóveis avaliados ou chegaram em quantidades insuficientes, fato comprovado pela maior mortalidade nos mosquitos expostos em gaiolas no peridomicílio. Resultados semelhantes foram encontrados por Castle e colaboradores (1999), Chadee (1985) e Perich e colaboradores (1992). Estudos que envolveram a penetração de gotas de inseticida aplicado pelo método de UBV-pesado notaram que aquelas que chegam ao intradomicílio possuem tamanho menor que as encontradas no peridomicílio (CHUNG et al., 2001; PERICH, 2000), além disso, gaiolas com mais de

seis metros de distância da rua tiveram mortalidade menor quando comparadas às demais. Gebara e Almeida (1988) avaliaram o papel de barreiras físicas no resultado da entrada de gotas e da mortalidade em locais com portas e janelas abertos ou fechados. Eles verificaram mortalidade significativamente maior em gaiolas com mosquitos expostos em áreas abertas (portas e janelas abertas), como observado em trabalho realizado na Jamaica (CASTLE et al., 1999). A entrada de gotas no intradomicílio interfere diretamente na mortalidade porque a eficácia do controle depende da interação entre as gotas suspensas e os mosquitos voando (CASTLE et al., 1999; CHUNG et al., 2001; NEWTON & REITER, 1992; PERICH, 2000; WHO, 2003). Como mais de 90% dos mosquitos em repouso são encontrados em locais onde não pode ser realizada aplicação, tais como armários, o uso desse método é bastante comprometido (REITER & GUBLER, 1997; WHO, 1997a).

**TABELA 14.** Percentual de mortalidade de *Aedes aegypti*, mosquitos da área tratada (Fortaleza) e cepa Rockefeller, de acordo com a localização das gaiolas de exposição, em bioensaios realizados em campo durante as aplicações de inseticida (março-maio/ 2006) na presença de barreiras físicas. R: Rockefeller, F: Fortaleza.

	Frente		Sala		Quarto		Quintal	
	R %	F %	R %	F %	R %	F %	R %	F %
1 <sup>a</sup>	78	61	29	18	30	14	75	16
2 <sup>a</sup>	97	44	28	16	23	3	71	35
3 <sup>a</sup>	78	25	37	13	28	4	42	9
4 <sup>a</sup>	51	11	44	6	10	7	22	9
5 <sup>a</sup>	28	10	23	6	12	10	11	5
6 <sup>a</sup>	58	24	13	23	6	19	2	20
<b>Média</b>	61	29	30	14	18	9	36	16

### **5.8 Eficiência do tratamento químico**

Vários estudos já avaliaram a eficiência do tratamento químico realizado com UBV-pesado. Fox e Specht (1988) observaram ineficiência desse método em estudo que utilizou ovitampas e coleta de adultos com isca-humana para detectar a redução no número de fêmeas adultas. Das 25 aplicações de inseticida realizadas apenas uma apresentou mortalidade de 70% e a população se recuperou no segundo dia após o tratamento, com ausência de diferença significativa entre o número de ovos coletados antes e após a aplicação, o que também foi observado por ele em trabalho anterior (FOX, 1980; FOX & SPECHT, 1988; GUBLER, 1989). Esses dados corroboram com os dados aqui apresentados. Alguns trabalhos demonstraram o aumento do número de ovos coletados após o tratamento (CASTLE et al., 1999; FOX, 1980) e aumento do número de adultos de *A. aegypti* coletados com isca-humana – “contagem de pouso” (CHADEE, 1985; FOX, 1980), demonstrando que formas jovens que emergem e ovipõem, não foram atingidas pelo tratamento (CHUNG et al., 2001; FOX, 1980).

O presente estudo mostra que a ineficácia do tratamento está relacionada à pequena penetração de gotas no intradomicílio, demonstrada pela menor mortalidade de mosquitos expostos nesse local e pela baixa mortalidade para a cepa Rockefeller, além da diferença de mortalidade quando comparada às provas sem barreira. Os valores inferiores ao esperado nas provas sem barreira podem estar relacionados à presença de resistência à deltametrina, como demonstrado nas provas com garrafas e papéis impregnados com inseticida, fato que também interferiu na mortalidade da população de *A. aegypti* da área tratada.

## 6 CONCLUSÕES

Foi possível verificar através das metodologias utilizadas que não houve redução da população de *A. aegypti* após as aplicações do inseticida.

A aplicação de deltametrina, realizada com UBV-pesado, não foi eficiente devido à existência de indivíduos resistentes na população de *A. aegypti* de Fortaleza (CE) e ao baixo alcance da aplicação no intradomicílio.

Foi possível verificar que as armadilhas BG-Sentinel<sup>®</sup> e MosquiTRAP<sup>®</sup> são capazes de detectar oscilações na população de adultos de *A. aegypti*, mesmo que a aplicação de inseticida não tenha sido eficiente.

Tanto a BG-Sentinel<sup>®</sup> quanto a MosquiTRAP<sup>®</sup> foram capazes de detectar a presença de fêmeas adultas no ambiente, sendo métodos mais práticos que o Aspirador de Nasci e a ovitrampa.

A BG-Sentinel<sup>®</sup>, como demonstrado pelos IPB's, é uma armadilha bastante sensível. Os resultados obtidos para essa armadilha, demonstram sua capacidade de substituir o Aspirador de Nasci.

Os bioensaios com gaiolas demonstraram que as gotas não entraram em quantidades suficientes nos imóveis, fato responsável pela baixa mortalidade nos indivíduos da cepa Rockefeller, suscetível à deltametrina.

Os resultados observados para as provas sem barreira e os bioensaios com garrafas e papéis impregnados com inseticida mostram a existência de indivíduos resistentes na população de *A. aegypti* de Fortaleza à deltametrina, tanto para a dose diagnóstica quanto para a dose de campo.

Não foram observadas diferenças significativas entre a idade das fêmeas antes e após a aplicação de inseticida, sugerindo que a aplicação não teve impacto na população de fêmeas devido à ineficácia do método de aplicação e presença de mosquitos resistentes à deltametrina.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BARATA, E. F., COSTA, A.I.P., CHIARAVALLOTI NETO, F., BARTA, J.M.S. & NATAL, D. População de *Aedes aegypti* (L.) em área endêmica de dengue, Sudeste do Brasil. *Rev. Saúde Pública*. 35 (3): 237-42. 2001.

BELKIN, J.N. *The Mosquitoes of the South Pacific (Diptera, Culicidae)*. Berkeley, University of California Press, v. 2. 1962 *apud* FORATTINI, O.P. *Culicidologia médica*. São Paulo: Edusp. 1, 552 p. 1996.

BISSET JA. Uso correcto de insecticidas: control de la resistencia. *Rev. Cubana Med Trop*. 54 (3):202-19, 2002.

BLOOMQUIST JR. *Insecticides chemistries and characteristics*. Disponível em: <http://www.ipmworld.umn.edu/chapters/bloomq.htm>. Acesso em: 12 dez. 2006. 1996.

BRAGA IA, GALARDO AKR, MACHADO FILHO MR, ZIMMERMAN R, BRAGA IL. *Controle Seletivo de Vetores da Malária - Guia para o Nível Municipal*. Brasília: Ministério da Saúde. 1ª ed. 56p. 1999.

BRAGA IA, LIMA JBP, SOARES SS, VALLE D. *Aedes aegypti* resistance to temephos during 2001 in several municipalities in the States of Rio de Janeiro, Sergipe, and Alagoas, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*; 99 (2):199-203, 2004.

BRASIL. Ministério da Saúde. *Plano Diretor de Erradicação do Aedes aegypti*. Brasília, jan.1996.

BRASIL. Ministério da Saúde. *Guia de Vigilância Epidemiológica*. Brasília. 806p. 2005.

BROGDON WG, MCALLISTER JC. Simplification of adult mosquito bioassays through use of time-mortality determinations in glass bottles. *J. Am. Mosq. Control Assoc* 14: 159-64. 1998a.

BROGDON WG, MCALLISTER JC. Insecticide resistance and vector control. *Emerg. Infect. Dis.* 4(4): 605-13. 1998b.

CASTLE, T., AMADOR, M., RAWLINS, S., FIGUEROA, J.P., REITER, P. Absence of impacto of aerial malathion treatment in *Aedes aegypti* during a dengue outbreak in Kingston, Jamaica. *Rev. Panam. Salud Publica*. 5 (2): 9 p. 1999.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (CDC). *Control of Dengue, Vector topics*. 2:1-39. 1979.

CENTER OF DISEASE CONTROL (CDC). *Biología y control del Aedes aegypti*. *Vector Topics*. U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service. Atlanta, Georgia. 1980.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (CDC). *Dengue Fever*. Disponível em: [www.cdc.gov/ncidod/dvbid/dengue/index.htm](http://www.cdc.gov/ncidod/dvbid/dengue/index.htm). Acesso em: 08 dez. 2006. 2005.

CHADEE, D. An evaluation of malathion ULV spraying against caged and natural populations of *Aedes aegypti* in Trinidad, West Indies. *Ent. Méd. Et Parasitol.* XXIII (2): 71-4. 1985.

CHÁVEZ J, VARGAS J, VARGAS F. Resistencia a deltametrina en dos poblaciones de *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae) del Peru. *Rev. Peru. Biol.* 12 (1): 161-164. 2005.

CHRISTOPHERS SR. *Aedes aegypti* (L.), *the Yellow Fever Mosquito. Its life history, bionomics and structure*. Cambridge University Press, London. 1960.

CHUNG, Y.K., LAM-PHUA, S.G., CHUA, Y.T. & YATIMAN, R. Evaluation of biological and chemical insecticide mixture against *Aedes aegypti* larvae and adults by thermal fogging in Singapore. *Med. Vet. Entomol.* v. 15, 321-327. 2001.

CLARK GG, SEDA H, GUBLER DJ. Use of the "CDC backpack aspirator" for surveillance of *Aedes aegypti* in San Juan, Puerto Rico. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 10, 119-24. 1994.

CLEMENTS, A.N. *The biology of mosquitoes – Sensory reception and behavior*. CABI, v.2, 740 p. 1999.

COBERT, P.S. & CHADEE, D.D. Incidence and diel pattern oviposition outdoors of the mosquito, *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) in Trinidad, W.I. in relation to solar aspect. *Ann. Trop. Med. Parasit.* v. 84, p. 63-78. 1990.

COBERT, P.S. & CHADEE, D.D. The diel pattern of entry to outdoor oviposition sites by female *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) than then laid eggs there: a preliminary study. *Ann. Trop. Med. Parasit.* v. 86, p. 523-528. 1992.

CONSOLI, R.A.G.B. & OLIVEIRA, R.L. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*. Fundação Oswaldo Cruz. 228 p. 1998.

DETINOVA, T.S. *Age-grouping methods in diptera of medical importance with special reference to some vectors of malaria*. Monograph Series. World Health Organization (WHO), Geneva.47, 216 p. 1962.

DONALÍSIO, M.R. GLASSER, C. M. Vigilância entomológica e controle de vetores do Dengue. *Rev. Bras. Epidemiol.* 5 (3): 259 – 72. 2002.

DORTA, D.M., RODRIGUEZ, M.C., DELGADO, S.S., SÁNCHEZ, D.F., & SILVA, M.L. Estado de la resistência a insecticidas em adultos del mosquito *Aedes aegypti* del municipio de Playa, Ciudad de Habana, Cuba. *Rev. Cubana Med. Trop.* 57(2): 137-42. 2005.

EIRAS, A.E. & SANTANNA A.L. *Atraentes de oviposição de mosquitos*. Depósito de Patente no Brasil: PI016701-0. Data 20/12/2001.

EIRAS, A.E. E GEIER, M. *Composition for attracting blood sucking arthropods*. USA. Patente N.º 60/ 386,582. 2002.

EIRAS, A.E. Proposta de novo método de monitoramento e de novos índices de vigilância entomológica usando MosquiTRAP, uma nova armadilha para captura de adultos do mosquito *Aedes aegypti*. Relatório Técnico de Pesquisa submetido à FUNASA. 36 p. 2003.

FÁVARO, 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<sup>TM</sup> in Mirassol, São Paulo, Brazil. *J. Vector Ecol.* 31 (2): 258 – 91. 2006.

FAY, R.W., ELIASON, D.A. A preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. *Mosq. News.* 26. 531–5. 1966.

FERRARI, J.A. Insecticide resistance In: *The Biology of Disease Vectors*, University Press of Colorado. 512- 29. 1996.

FORATTINI, O.P., KAKITANI, I., MASSAD, E. & GOMES, A. C. Studies on mosquitoes (Diptera: Culicidae) and anthropic environment. 1-Parity of blood seeking Anopheles (Kerteszia) in South-Eastern Brazil. *Rev. Saúde Pública.* 27 (1), 1-8. 1993.

FORATTINI, O.P. *Culicidologia médica*. São Paulo: Edusp. 1, 552 p. 1996.

FORATTINI, O.P. *Culicidologia médica*. São Paulo: Edusp. 2, 864 p. 2002.

FOX, I., Evaluation of ultra-low volume aerial and ground applications of malathion against natural populations of *Aedes aegypti* in Puerto Rico. *Mosq. News*. 40 (2): 280-283. 1980.

FOX, I. & SPECHT, P. Evaluation ultra-low volume ground applications of malathion against *Aedes aegypti* using landing counts in Puerto Rico. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 4 (2): 163-67. 1988.

FREIER, J.E. Estimation of vectorial capacity: vector abundance in relation to man. *Vector Ecol.*, v.14 (1): p. 41-6, 1989.

FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE (FUNASA). Relatório da reunião de avaliação do monitoramento da resistência das populações de *Aedes aegypti* do país. Brasília: Ministério da Saúde. 2000.

FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE (FUNASA). Dengue – Instruções para pessoal de combate ao vetor: Manual de Normas técnicas. 3ª ed. Brasília. 84 p. 2001a.

FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE (FUNASA). Controle de vetores – Procedimentos de segurança. Brasília. 2001b.

FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE (FUNASA). *Programa Nacional de Controle da Dengue (PNCD)*. Brasília. 34p. 2002.

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. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 2006.

GEIER, M. EIRAS, A.E. *A new device to catch sucking arthropods*. USA. Patente N.º 61/387,4791. 2003.

GEBARA, A.B., ALMEIDA, M.C. Avaliação de termonebulizações de propoxur contra mosquitos através de testes biológicos. *Rev. Saúde Pública*. São Paulo, 22 (1), 1-7. 1988.

GIGLIOLI, M.E.C. The age composition of *Anopheles melas* (Theobald, 1903) populations collected simultaneously by different methods in the Gambia, west Africa, In: *Congresso Internacional de Parasitologia*, 1, Roma. 1964.

GOMES AC. Medidas dos níveis de infestação urbana para *Aedes (Stegomyia) aegypti* e *Aedes (Stegomyia) albopictus* em programa de vigilância entomológica. *Inf. Ep. Do SUS*; (7):49-57. 1998.

GOMES, A.S., SCIAVICO, C.J., EIRAS, A.E. Periodicidade de oviposição de fêmeas de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae) em laboratório e campo. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 39 (4): 327-32. 2006.

GUBLER, D.J. *Aedes aegypti* and *Aedes aegypti*-borne disease control in the 1990s: top down or bottom up. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 40 (6): 571-8. 1989.

HALSTEAD SB. Etiologies of the experimental dengues of Siler and Simmons. *Am.J.Trop. Med. Hyg.* 23(5):974-982.1974.

HARTBERG, W.K. *Observations on the mating behaviour of Aedes aegypti in nature.* Bull. World Health Organization, v.45, p. 847-50. 1971.

HOECK, P.A.E., RAMBERG, F.B., MERRILL, S.A., MOLL, C. & HAGEDORN, H.H. Population and parity levels of *Aedes aegypti* collected in Tucson. *J. Vector Ecol.* 28 (1): 1-9. 2002.

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

KLOWDEN, M.J. & FERNANDEZ, N.M. Effects of age mating on the host-seeking behavior of *Aedes aegypti* mosquitoes. *J. Vector Ecol.*, v. 21, p. 156-158. 1996 *apud* FORATTINI, O.P. *Culicidologia médica.* São Paulo: Edusp. 2, 864 p. 2002.

KRAMER, L.D., REEVES, W.C., HARDY, J.L. Vector competence of California Mosquitoes to California encephalitis and California encephalitis-like viruses. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* V.47, n.º5, p.562-573. 1992.

KRÖECKEL, U., ROSE, A., EIRAS, A.E., GEIER, M. New tools for surveillance of adult yellow fever mosquitoes: Comparison of trap catches with human landing rates in a urban environment. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* p. 1- 39. 2006.

LIMA JBP, PEREIRA-DA-CUNHA M, SILVA JR RCS, GALARDO AKR, SOARES SS, BRAGA IA, RAMOS RP, VALLE D. Resistance of *Aedes aegypti* to organophosphates in several municipalities in the state of Rio de Janeiro and Espírito Santo, Brazil. *Am. J.Trop. Med. Hyg.* 68:329-333. 2003.

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

MACIEL-DE-FREITAS, R., EIRAS, A.E., LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. Field evaluation of effectiveness of the BG-Sentinel, a New Trap for capturing adult *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 321-25. 2006.

MACORIS MLG, ANDRIGHETTI MTM, TAKAKU L GLASSER CM, GARBELOTO VC, BRACCO JE. Resistance of *Aedes aegypti* from the state of São Paulo, Brazil, to organophosphates insecticides. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 98(5):703-708. 2003.

MANI, T.R., ARUNACHALAM, N., RAJENDRAN, R., SATYANARAYANA K., & DASH, A.P. Efficacy of thermal fog application of delatide, a synergized mixture of pyrethroids, against *Aedes aegypti*, the vector of dengue. *Trop. Med. Int. Health.* 1 (12): 1298-1304. 2005.

MARTINEZ EM. *Dengue Hemorrágico em crianças*. Ed. José Marti. Habana, Cuba. 1990.

MARTINS, V.E.P. Primeiro registro de *Aedes (Stegomyia) albopictus* no Estado do Ceará, Brasil. *Ver. Saúde Pública.* 40 (4): 737-9. 2006.

MEYER, R.P. Estimation of vectorial capacity: patogen extrinsic incubation and vector competence. *Bull. Soc. Vector Ecol.* v.14, nº 1, p. 60-66. 1989.

MOGI, M., MOKRY, J. Distribution of *Wyeomyia smithii* (Diptera: Culicidae) eggs in pitcher plants in Newfoundland, Canada. *Trop. Med.*, v. 22, p. 1-12. 1980 *apud* FORATTINI, O.P. *Culicidologia médica*. São Paulo: Edusp. 2, 864 p. 2002.

- NASCI, R.S. A lightweight battery-powered aspirator for collecting resting mosquitoes in the field. *Mosq. News*, 41 : 808-11. 1981.
- NELSON MJ. *Aedes aegypti: biologia y ecologia*. Organización Panamericana de la Salud. Washington, DC. 1986.
- NEWTON, E.A., REITER, P. A model of the transmission of dengue fever with an evaluation of the impact of ultra-low volume (ULV) insecticide applications on dengue epidemics. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 47(6):709-20. Dec. 1992.
- ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DE SAÚDE (OMS). *Instructions for determining the susceptibility or resistance of mosquito larvae to insecticides*. WHO/VBC/81.807. 1981.
- ORGANIZAÇÃO PANAMERICANA DE SAÚDE (OPAS). *Dengue y dengue hemorrágico en las Américas: guías para su prevención y control*. Washington. Publicação Científica n.º 548. 109 p. 1995.
- ORGANIZAÇÃO PANAMERICANA DE SAÚDE (OPAS). *Control of Yellow Fever - Field Guide*. Publicação Científica n.º 603, 2005. Disponível em <[www.paho.org](http://www.paho.org)>. Acesso em 06 dez. 2005.
- PAEPORN, P. SUPAPHATHOM, K., SATHANTRIPHOP, S., MUKKHUN, P., SANGKITPORN, S. Insecticide susceptibility of *Aedes aegypti* in tsunami-affected areas in Thailand. *Dengue Bull.*, v.29. 2005.
- PEREIRA DA-CUNHA M, LIMA, J.B.P., BROGDON, W.G., MOYA, G.E. & VALLE, D. Monitoring of resistance to the pyrethroid cypermethrin in Brazilian *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) populations collected between 2001 and 2003. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. Rio de Janeiro. 100 (4): 441-4. 2005.
- PERICH, M.J.M BUNNER, B.L., TIDWELL, M.A., WILLIAMS, D.C., MARA, C.D.& CARVALHE, T. Penetration of ultra-low volume applied insecticide into dwellings for dengue vector control. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* v. 8, n.º2. 1992.

PERICH, M.J.M DAVILA, G., TURNER, A., GRACIA, A & NELSON, M. Behavior of resting *Aedes aegypti* (Culicidae: Diptera) and its relation to ultra-low volume adulticide efficacy in Panama city, Panama. *J. Med. Entomol.* v. 37, n.º4. 2000.

REISEN, W.K. Estimation of vectorial capacity: Introduction. *Bull. Sov. Vector Ecol.*, v.14, nº1. 39-40. 1989.

REITER P. & GUBLER D.J. Surveillance and control of urban dengue vectors. *Dengue and Dengue Hemorrhagic Fever*. D.J. Gubler and G. Kuno. CAB International. 425-62. 1997.

REITER P. & NATHAN M.B. Guidelines for assessing the efficacy of insecticide space sprays for the control of the Dengue vector *Aedes aegypti*. WHO/CDS/CPE/PVC/2001.1. 34 p. 2001.

REZENDE, M. C., FALERO, G.C, MACORIS, M.L.G., ANDRIGHETTI, M.T.M. & TAKAKU, L. Instruções para bioensaios para avaliação de aplicações espaciais de inseticidas. *Epidemiologia e serviços de saúde*. 13 (3): 185-90. 2004.

RODRIGUEZ EXPOSITO, C. FINLAY, C.J. Obras Completas. *Academia de Ciencias de Cuba, Habana*. 1971.

ROQUE, R.A., *Avaliação de armadilhas iscadas com infusões de gramíneas como atraentes e/ou estimulantes de oviposição do mosquito Aedes (Stegomyia) sp (Diptera: Culicidae)*. 97p. Dissertação (Mestrado em Parasitologia): Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte. 2002.

ROSE RI. Pesticides and public health: integrated methods of mosquito management. *Emerg. Infect. Dis.* 7(1):17-23. 2001.

SCOTT, T.W., CHOW, E., STRICKMAN, D., KITTAYAPONG, P., WIRTZ, R.A., LORENZ, L.H. & EDMAN, J.D. Blood-feeding patterns of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) collected in a rural Thai village. *J. Med. Entomol.* 30, 922-7. 1993 *apud* FORATTINI, O.P. *Culicidologia médica*. São Paulo: Edusp. 2, 864 p. 2002.

SCOTT, T.W., AMERASINGHE, P.H., MORRISON, A.C., LORENZ, L.H., CLARK, G.G., REITER, P., STRICKMAN, D., KITTAY-APONG, P. & EDMAN, J.D. Longitudinal studies of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Thailand and Puerto Rico: blood feeding frequency. *J. Med. Entomol.* 37, 89-101. 2000.

SECRETARIA MUNICIPAL DA SAUDE DE FORTALEZA (SMS). *Informe epidemiológico : Dengue*. Ano 01, n.º 1, 2006.

SHARMA, S.N., SHUKLA, R.P., RAGHAVENDRA, K. & SUBBARAO, K. Impact of DDT spraying on malaria transmission in Bareilly District, Uttar Pradesh, Índia. *J.Vector Borne Dis.* 42, 54-60. 2005.

SIQUEIRA, J.B.J., MARTELLI, C.M.T., COELHO, G.E., SIMPLÍCIO, A.C.R. & HATCH, D., Dengue and Dengue Hemorrhagic Fever, Brazil, 1981-2002; *Emerging Infectious Diseases*, Vol. 11, Nº 1, p. 48- 53, Jan. 2005. Disponível em <www.cdc.gov/eid>. Acesso em: 06 dez. 2005.

SRINIVASAN R, & KALYANASUNDARAM M. Ultra low volume aerosol application of deltamethrin 0,5% w/v, S-bioallethrin 0,71% w/v & piperonyl butoxide 8,9% w/v against mosquitoes. *Indian J. Med. Res.*, p. 55-60. Jan. 2006.

TUN-LIN W, KAY, BH, BARNES, A, FORSYTH S. Critical examination of *Aedes aegypti* indices: correlations with abundances. *Am.J.Trop.Med.Hyg.* 54: 543-547. 1996.

VASCONCELOS PFC. Yellow fever. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*36(2):275-293. 2003.

WIRTH M.C, GEORGHIOU G.P. Selection and characterization of Temephos resistance in a population of *Aedes aegypti* from Tortola, Virgin Islands. *J. Am. Mosq. Control Ass.* 15 (3):315 - 320. 1999.

WILBINSON, L., HILL, M., WELMA, JP, & BIRKENBUEL, GK. *Systat Statistics*, 2<sup>nd</sup> Edition. Evanston, Illinois: Systat Inc.1086 p. 1998.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Diurnal activity cycle of A. aegypti as assessed by hourly landing rates on man*. GILLETT, J.D., TEESDALE, C., TAPIS, M., RAO, T.R., WHO/VBC/69.158. 1969.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Manual de entomologia prática aplicada à malária Parte II*. Tradução de Ivan Ricciardi. Título original: *Manual on practical entomology in malaria, Part I & Part II*. 138 p. 1975.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Instructions for determining the susceptibility of adult mosquito to organochlorine, organophosphate and carbamate insecticides establishment of base line*. Geneva. WHO/ VBC/81.806. 1981.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Control: Space spray applications In: *Guidelines for dengue surveillance and mosquito control*, n.º8. 1995.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Chemical methods for the control of vectors and pests of public health importance*. Genebra, WHO/ CTD/WHOPES/97.2. 1997a.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Vector Control - Methods for Use by Individuals and communities*. Disponível em: <[www.who.int/docstore/watersanitationhealth/vectorcontrol/ch06.htm](http://www.who.int/docstore/watersanitationhealth/vectorcontrol/ch06.htm)>. Acesso em: 06 dez. 2006. 1997b.

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](http://www.who.int/gb/ebwha/pdf_files/EB109/eeb10916.pdf). Acesso em: 05 ago 2006. 2001.

WORLD HEALTH ORGANIZATION – WHO. *Space spray application of insecticide for vector and public health pest control: A practitioner's guide*, Genebra. p. 7-35. 2003.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Global Strategic Framework for Integrated Vector Management*, Genebra, WHO/CDS/CPE/PVC/2004.10. 2004.