

**DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE *Musca domestica* (DIPTERA:
MUSCIDAE) E *Stomoxys calcitrans* (DIPTERA: MUSCIDAE) CRIADAS EM
FEZES DE BOVINOS TRATADOS COM DIFERENTES AVERMECTINAS.**

DOUGLAS MARQUES DE MACEDO

2001

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE BIOLOGIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA-VETERINÁRIA
PARASITOLOGIA VETERINÁRIA

**DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE *Musca domestica* (DIPTERA:
MUSCIDAE) E *Stomoxys calcitrans* (DIPTERA: MUSCIDAE) CRIADAS EM
FEZES DE BOVINOS TRATADOS COM DIFERENTES AVERMECTINAS.**

DOUGLAS MARQUES DE MACEDO

**SOB ORIENTAÇÃO DO PROFESSOR:
PROF. Dr. GONZALO EFRAIN MOYA BORJA**

**Tese submetida como requisito parcial
para a obtenção do grau de *Philosophie
Doctor* em Medicina Veterinária, área
de concentração em Parasitologia
Veterinária.**

Seropédica, RJ

Agosto, 2001

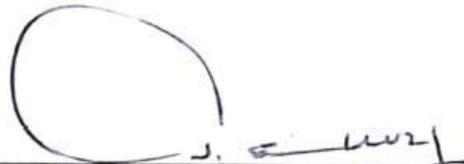
Título

DESENVOLVIMENTO PÓS-EMBRIONÁRIO DE *Musca domestica* (DIPTERA: MUSCIDAE) E *Stomoxys calcitrans* (DIPTERA: MUSCIDAE) CRIADAS EM FEZES DE BOVINOS TRATADOS COM DIFERENTES AVERMECTINAS.

Autor

DOUGLAS MARQUES DE MACEDO

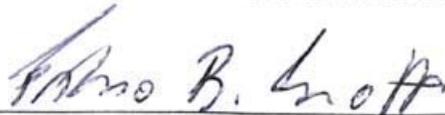
Tese aprovada em: 09/08/2001.



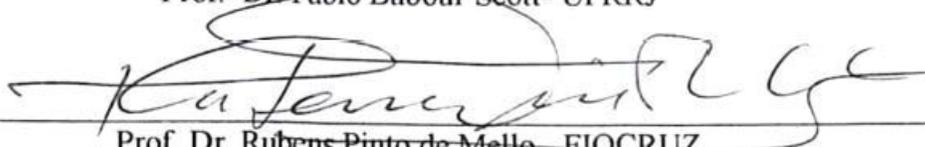
Prof. Dr. Gonzalo Efraim Moya Borja - UFRRJ



Prof. Dr. Roberto de Xerez - UFRRJ



Prof. Dr. Fábio Babour Scott - UFRRJ



Prof. Dr. Rubens Pinto de Mello - FIOCRUZ



Prof.ª Dr.ª Cláudia Lúcia Guimarães da Silva - UFRRJ

*Dedico este trabalho à minha esposa
que esteve sempre presente me
ajudando e estimulando nas horas
difíceis com seu amor, carinho e
paciência.*

AGRADECIMENTOS

A Deus pela minha vida e por estar sempre nos fortalecendo e guardando.

Ao Professor orientador GONZALO EFRAIN MOYA BORJA pela orientação, atenção e consideração prestadas.

Ao meu irmão SAMUEL COUTINHO DE MACEDO Jr. pelo grande apoio e sugestões zootécnicas prestadas na parte experimental, ao manejar os animais.

A minha esposa FLÁVIA FIAUX DA SILVA DE MACEDO por ter estado ao longo de todo o trabalho incentivando e ajudando sempre.

Ao proprietário da fazenda Noruega ROBERTO GOULART DA CUNHA por ter gentilmente cedido os animais para a realização do experimento.

Ao administrador AUGUSTO BATISTA XAVIER e aos campeiros WAGNER ANTUNES e FRANCISCO DA SILVA por não terem medido esforços para ajudar no manejo com os animais.

Aos colegas do Laboratório de Entomologia LUCIANA GATTO BRITO, MARIA JOSÉ PAES SANTOS, CARLOS RUBENS PONCHINI e AMANDA CHAABAN pelo incentivo e amizade.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

Aos Professores e aos colegas do curso de Pós-Graduação.

Aos animais utilizados no experimento.

BIOGRAFIA

DOUGLAS MARQUES DE MACEDO, filho de Samuel Coutinho de Macedo e Ana Marques de Macedo, nasceu a 20 de julho de 1969, na cidade de Itaguaí, RJ.

Cursou o 1º e o 2º graus em escolas públicas no município de Itaguaí, tendo ingressado no curso de Medicina Veterinária em 1988 na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, concluindo-o em 1993.

De 1994 a 1995 foi bolsista de aperfeiçoamento do CNPq, desenvolvendo pesquisa no laboratório de Entomologia do Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

Em 1995 ingressou no curso de Pós-Graduação em Medicina Veterinária – Parasitologia Veterinária, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro a nível de Mestrado, sendo bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

Em 1997 ingressou no curso de Pós-Graduação em Medicina Veterinária – Parasitologia Veterinária, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro a nível de Doutorado, sendo bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

ÍNDICE

	Pág.
1. Introdução.....	1
2. Revisão de Literatura.....	4
2.1. <i>Musca domestica</i>	4
2.1.1. Importância da Espécie.....	4
2.1.2. Meios de Criação.....	8
2.1.3. Alimentação do Adulto.....	10
2.1.4. Hábitos de Acasalamento	11
2.1.5. Oviposição	12
2.1.6. Longevidade.....	13
2.1.7. Estágio de ovo.....	15
2.1.8. Estágio Larval.....	16
2.1.9. Estágio pupal.....	17
2.2. <i>Stomoxys calcitrans</i>	19
2.2.2. Meios de Criação.....	22
2.2.3. Alimentação do Adulto.....	23
2.2.4. Hábitos de Acasalamento.....	24

2.2.5. Oviposição	25
2.2.6. Longevidade	28
2.2.7. Estágio de ovo	28
2.2.8. Estágio Larval	30
2.2.9. Estágio pupal	31
2.3. As Avermectinas	33
2.3.1. Ivermectina	36
2.3.2. Abamectina	37
2.3.3. Doramectina	37
2.3.4. Eprinomectina.....	37
3. Material e Métodos	38
3.1. Local de experimentação	38
3.2. Endectoparasiticidas utilizados.....	38
3.3. Colonização de dípteros.....	39
3.3.1. Colonização de <i>Musca domestica</i>	39
3.3.2. Colonização de <i>Stomoxys calcitrans</i>	40
3.4. Procedimento Experimental.....	41
3.4.1. Campo	41
3.4.2. Laboratório	41
3.5. Delineamento estatístico	42
4. Resultados e Discussão	43
4.1 <i>Musca domestica</i>	43
4.1.1. Estágio Larval.....	43

4.1.2. Estágio Pupal.....	44
4.1.3. Estágio de Neo-Larva a Adulto	46
4.1.4. Razão Sexual.....	48
4.1.5. Ritmo de Pupação.....	48
4.1.6. Ritmo de Emergência.....	48
4.2. <i>Stomoxys calcitrans</i>	49
4.2.1. Estágio Larval	49
4.2.2. Estágio Pupal.....	51
4.2.3. Estágio de Neo-larva a Adulto	52
4.2.4. Razão Sexual	53
4.2.5. Ritmo de Pupação.....	53
4.2.6. Ritmo de Emergência.....	54
5. Conclusões	75
6. Referências Bibliográficas	76

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1: Ritmo de pupação de <i>Musca domestica</i> criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais	71
Figura 2: Ritmo de emergência de <i>Musca domestica</i> criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais	72
Figura 3: Ritmo de pupação de <i>Stomoxys calcitrans</i> criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais	73
Figura 4: Ritmo de emergência de <i>Stomoxys calcitrans</i> criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais	74

ÍNDICE DE TABELAS

Musca domestica

	Pág.
Tabela I. Duração do estágio larval (dias) de <i>Musca domestica</i> , criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais	55
Tabela 2: Viabilidade larval (%) de <i>Musca domestica</i> , criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais	56
Tabela 3: Duração do estágio pupal (dias) de <i>Musca domestica</i> , criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais	57
Tabela 4: Viabilidade pupal (%) de <i>Musca domestica</i> , criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais.....	58
Tabela 5: Duração do estágio de neo-larva a adulto (dias) de <i>Musca domestica</i> , criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais	59

Tabela 6: Viabilidade de neo-larva a adulto (%) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 60

Tabela 7: Massa corporal de pupa (mg) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 61

Tabela 8: Razão sexual de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais 62

Stomoxys calcitrans

Tabela 9: Duração do estágio larval (dias) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 63

Tabela 10: Viabilidade larval (%) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 64

Tabela 11: Duração do estágio pupal (dias) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 65

Tabela 12: Viabilidade pupal (%) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 66

Tabela 13: Duração do estágio de neo-larva a adulto (dias) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais 67

Tabela 14: Viabilidade de neo-larva a adulto (%) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais.. 68

Tabela 15: Massa corporal de pupa (mg) de *Stomoxys calcitrans* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais..... 69

Tabela 16: Razão sexual de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais 70

RESUMO

O efeito inseticida de diferentes avermectinas presentes em fezes de bovinos tratados, contra larvas e pupas de *Musca domestica* e *Stomoxys calcitrans* foram estudados na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Grupos de bovino foram tratados com eprinomectina, abamectina, ivermectina e doramectina, e um grupo não recebeu medicação. Depois de 1, 7, 14, 21 e 28 dias após aplicação, aproximadamente 11 g de fezes foram coletadas da ampola retal de cada animal. As fezes desses animais foram misturadas com dieta básica na proporção de 1:1 e inoculadas com neo-larvas dos dípteros mencionados acima. Os resultados desse experimento mostraram que nenhuma avermectina afetou o desenvolvimento larval e pupal de *M. domestica*. Entretanto, a porcentagem de viabilidade de neo-larva a adulto de *S. calcitrans*, foram reduzidas em 85,00; 84,00; 91,00 e 92,00%, no 14º dia após aplicação.

ABSTRACT

The insecticidal effect of different avermectins present in feces of treated bovines against larvae and pupae of *Musca domestica* and *Stomoxys calcitrans* was studied at the Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Groups of bovines were treated with eprinomectin, abamectin, ivermectin and doramectin, and one group received no medication. After 1, 7, 14, 21 and 28 days post-treatment approximately 100gr of feces was collected from the rectum of each animal. The animal feces were mixed with basic diet 1:1 and inoculated with first instar larvae of the above mentioned dipterians. The results of this trial showed that all avermectins did not affect the larvae and pupae development of *M. domestica*. By contrast, the percentage of viability from larvae to adult of *S. calcitrans*, was reduced by 85.0, 84.0, 91.0 and 92.0% for eprinomectin, abamectin, ivermectin and doramectin, respectively after 14 days post-treatment.

1 - INTRODUÇÃO

Os dípteros *Musca domestica* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae) e *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae) apresentam grande importância médico-veterinária e de saúde pública, pois além de trazerem transtornos à pecuária, também são considerados transmissores de patógenos (GREENBERG, 1973; FOIL et al, 1983).

A *M. domestica* é um díptero com ampla distribuição geográfica, sendo uma espécie que atua como vetor mecânico de diversos agentes patogênicos, incluindo parasitos do homem e de animais domésticos (OLDROYD, 1964).

Adultos de *M. domestica* podem alimentar-se de excrementos de animais (MOON & MEYER, 1985), assim como manter estreita associação com a ração de animais (LYSYK & AXTELL, 1985), habitando os mais variados sistemas de produção animal e utilizando diferentes meios como substrato para o desenvolvimento larval.

Suas larvas podem ser encontradas em fezes humanas e de animais domésticos, em carne putrefatas, vísceras, legumes e frutas em decomposição, e outros tipos de matéria orgânica em putrefação (HEWITT, 1914), sendo que as bactérias encontradas nas fezes são seu principal recurso alimentar (SCHMIDTMANN & MARTIN, 1992).

A mosca dos estábulos, *S. calcitrans*, é um dos dípteros mais importantes para a pecuária nacional, pelos prejuízos econômicos que determina e por seu papel como transmissor e potencial vetor de várias doenças aos animais domésticos. É citada também como veiculador de protozoários, fungos, bactérias, riquetsias e vírus (BERBERIAN, 1938; HAWKINS *et al.*, 1973; PHILPOOTT & EZEH, 1978; FOIL *et al.*, 1983), pode ser hospedeira intermediária de nematóides como a larva de *Habronema*, que determina a chamada "esponja" nos equídeos (GUIMARÃES, 1984) e também vetor dos ovos da *Dermatobia hominis* (NEIVA GOMES, 1917; ZELEDÓN, 1957).

Segundo GUIMARÃES (1984) a mosca dos estábulos pode criar-se em locais que contenham palha de arroz, de trigo e restos culturais que tenham permanecido no campo por muito tempo, principalmente se estes materiais se encontrarem fermentados ou umedecidos com urina e fezes de gado. As fezes de bovinos, eqüinos, suínos e ovinos, podem servir para a criação de *S. calcitrans*, embora se saiba que estes não sejam o substrato preferido, a não ser que estejam misturados à matéria orgânica vegetal. Os restos alimentares que ficam debaixo dos cochos e o vinhoto, que é um subproduto da indústria canavieira, podem atrair e estimular a postura desse díptero (GUIMARÃES, 1983). As formas imaturas podem ser encontradas em grandes quantidades neste substrato, em cochos de confinamento (SKODA *et al.*, 1991) e ao redor de currais, matadouros e restos vegetais (HERRERO *et al.*, 1989).

A cada dia, novas drogas são desenvolvidas para diminuir o prejuízo causado por artrópodes e helmintos na pecuária, entre elas estão as avermectinas, que apresentam alta atividade anti-helmíntica em doses muito pequenas (EGERTON *et al.*, 1979). Sabe-se que uma grande porção destes compostos atravessa o trato digestivo e se deposita nas fezes de

bovinos tratados (MILLER *et al.*, 1981). Sabendo-se que as fezes frescas, além de atrair um elevado número de espécies de dípteros, representam um meio onde o desenvolvimento larval se completa mais rapidamente (PUTMANN, 1983), e que o acúmulo de fezes, freqüentemente encontrado nas pastagens ou em abrigos de animais, pode assumir importante papel epidemiológico, tornou-se o objetivo do presente trabalho, estudar o desenvolvimento pós-embriônico da *M. domestica* e *S. calcitrans* utilizando-se como substrato larval, fezes de bovinos tratados com avermectinas, onde buscou-se avaliar, através do uso de um grupo controle, ou seja, não tratado com avermectinas, o impacto do uso destas drogas sobre o desenvolvimento das formas imaturas destes dípteros.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. *Musca domestica*

2.1.1. IMPORTÂNCIA DA ESPÉCIE

A mosca doméstica é o inseto mais comum e o mais familiar do mundo, estando em associação muito estreita com o homem e seu alimento, bebidas e lixo. Pelo seu hábito de regurgitar e depositar suas fezes no alimento, ela é incriminada pela transmissão de uma variedade de doenças (HOWARD, 1912; GRAHAM-SMITH, 1913; HEWITT, 1914).

BUCHANAN (1907) colocou *M. domestica* sobre uma placa contendo uma cultura de *Bacillus anthracis*, causadora do carbúnculo hemático, e demonstrou que grande número de microorganismos ficaram aderidos aos seus tarsos, e que, gradativamente, houve a deposição de pequenas alíquotas do microorganismo sobre as superfícies onde pousava. A mosca doméstica foi capaz de transmitir mecanicamente a doença quando entrou em contato com a pele queimada de cabra, depois de ter se alimentado em incisões de carcaças de cabras infectadas (RINONAPOLI, 1930).

RANSOM (1913) nos Estados Unidos, registrou pela primeira vez o ciclo vital da *Habronema muscae* (agente etiológico da habronemose em eqüinos) em relação à mosca doméstica. Ele também mostrou que os embriões da *H. muscae* são engolidos pela larva da

mosca doméstica e aí se desenvolvem, e que no final do estágio larval, o verme é encontrado na cabeça e probóscida da mosca adulta.

WAYSON (1914) chamou a atenção sobre a possibilidade de *S. calcitrans* e *M. domestica* serem vetores mecânicos da tularemia.

SCOTT (1917) isolou *Pasteurella multocida* de moscas domésticas que estiveram em contato com coelhos septicêmicos. O microorganismo isolado das moscas foi patogênico para coelhos quando foram inoculados por via endovenosa, matando-os entre 36 e 48h.

MOHLER (1920) mostrou que moscas domésticas que se alimentaram com secreções oculares e descargas sanguinolentas de porcos com a febre suína, foram capazes de transmitir o vírus da doença para porcos saudáveis.

EWING (1942), investigando a relação entre a mosca doméstica e a mastite, fez um experimento onde alimentou moscas com leite contendo *Streptococcus agalactie* por quatro dias. Os exames bacteriológicos mostraram que 6% das moscas examinadas carregaram a bactéria externamente por sete dias e algumas estiveram contaminadas internamente por pelo menos 10 dias, mas todas eliminaram o patógeno por 14 dias.

MITSCHERLICH (1943) reportou com sucesso a transmissão da ceratoconjuntivite infecciosa de bovinos infectados para sadios, através da *M. domestica* e *S. calcitrans*.

Na antiga União Soviética, GALUZO & REMENTZOVA (1956) obtiveram infecção artificial por brucelose em moscas domésticas sob condições laboratoriais. As

moscas podem liberar uma variada quantidade de gotas de vômito, dependendo do tipo de alimento que estão ingerindo.

De acordo com GRAHAM-SMITH (1931) (*apud* GREENBERG, 1973), um ensaio demonstrou que a espécie *M. domestica*, depois de se alimentar com leite, pode liberar cerca de 30 gotas de vômito em até 24 horas. As moscas também têm a capacidade de permitir que os organismos patogênicos passem por seu trato digestivo sem sofrerem alteração, podendo assim serem depositados nos alimentos durante a regurgitação (ADEYEMI & DIPEOLU, 1984).

NUTTALL (1897) (*apud* GREENBERG, 1973), alimentou moscas domésticas com órgãos de animais doentes contendo *Pasteurella pestis*. Estas moscas sobreviveram por oito dias sob a temperatura de 12 e 14°C, e os bacilos mantiveram sua virulência por mais de dois dias sob estas condições. Entretanto, em altas temperaturas, as moscas infectadas morreram mais rapidamente que o controle. POLLITZER & MEYER (1961) reavaliaram vários aspectos da doença causada pela *P. pestis* e constataram não ser provável que a mosca doméstica tenha algum papel na propagação da doença.

Em levantamento realizado em três abatedouros em Curitiba, PR, observou-se a predominância do muscídeo *M. domestica*, porém só foi encontrado um lote positivo para *Salmonella* sp.; sendo que os microorganismos mais presentes foram *Proteus* sp. e *Escherichia coli*, e a presença desta última era indicativo de que as moscas haviam pousado em meio contaminado por fezes (IMBIRIBA, 1979). KHIM NWE OO *et al.* (1989) também isolaram *E. coli* em mosca doméstica.

CAMPBELL (1981), em seu trabalho sobre a influência da mosca doméstica em relação ao ganho de massa corporal e eficiência alimentar de novilhas, citou que a importância deste díptero ainda não é bem conhecida, mas pelo perigo da transmissão de doenças, esforços para controlá-la têm sido feitos pelos produtores de gado.

A gastroenterite transmissível dos suínos (GTS) é uma enfermidade altamente fatal, causada por um coronavírus, sendo que este pode multiplicar-se em moscas domésticas que atuam também como vetores (PRITCHARD, 1983).

CHENG (1986) relatou miíases gastrointestinais causadas pela mosca doméstica e que a infestação geralmente é feita pela ingestão de larvas. Além disso, foram observadas causando miíases dérmicas acidentais, especialmente associadas com feridas ulceradas.

MACADAM (1964) (*apud* BLOOD & RADOSTITS, 1989) relata que a dermatite micótica causada pelo *Dermatophilus congolensis*, além de ser transmitida por moscas hematófagas, também é transmitida pelas moscas domésticas.

O primeiro relato sobre o isolamento do microorganismo *E. coli* entero-hemorrágica O 157: H7 em *M. domestica* foi feito por IWASA (1999), que isolou o microorganismo em quatro diferentes fazendas na região de Obihiro, Hokkaido, no Japão.

Sabe-se que as moscas sinantrópicas podem albergar cerca de 100 patógenos diferentes e podem transmitir cerca de 65. Nas últimas décadas, os microorganismos mais citados onde relaciona-se as moscas domésticas como transmissoras são as bactérias *Shigella* sp. e *Salmonella* sp. (SCHULLER, 2000).

2.1.2. MEIOS DE CRIAÇÃO

A primeira colonização com sucesso da *Musca domestica* L. parece ter sido registrada por LODGE (1918), que criou mosca doméstica e *Fannia* durante 14 meses em Londres, Inglaterra. Ele utilizou uma mistura de caseína, pão, água e banana e, ao redor, colocou uma camada de lixo seco onde as larvas passariam para o estágio de pupa, sendo este meio colocado dentro de um prato grande de louça.

Na América do Norte, tentativas para criar continuamente mosca doméstica tiveram pouco sucesso (GLASER, 1924). O meio de criação era, usualmente, fezes frescas de eqüino; no inverno em Nova York e na Pensilvânia foi impossível criar moscas de dezembro a abril, mesmo que as condições laboratoriais parecessem ser adequadas (GLASER, 1927; GRADY, 1928). Havia um conceito de que as fezes eqüinas eram deficientes nutritivamente durante os meses de inverno, talvez pelas mudanças da flora bacteriana ou pela redução no número de bactérias (GLASER, 1927). A adição de uma suspensão de leveduras autoclavadas em poucos dias, possibilitou o crescimento e maturação das larvas por todo o ano (GLASER, 1927). Isso permitiu a colonização e a continuação da colônia no laboratório, que foi favorecida mais pelo meio de criação de Glaser do que pelo meio anterior feito de caseína, pão, água e banana.

O uso de fezes eqüinas resultou em freqüente introdução de parasitóides dentro das colônias. Depois, observou-se que as fezes poderiam ser pasteurizadas a 70°C por duas horas, sem que houvesse uma diminuição em seu valor nutritivo, pois caso isso não fosse realizado, um ácaro parasitóide eliminaria toda a colônia. Estas dificuldades induziram à

criação de meios essencialmente artificiais: primeiro, um meio contendo farelo de trigo, farinha de alfafa, levedura e malte (RICHARDSON, 1932); e depois o CSMA (*Chemical Specialties Manufacturers Association*), que era o meio de Richardson adicionado de grãos de cervejaria (PETERSON, 1953).

WILKES *et al.* (1948) utilizaram unia dieta à base de farelo de trigo e farinha de alfafa na criação de larvas de *M. domestica* mantidas a 27°C e 50% UR, obtendo pupas com massa corporal média de 19,41mg.

Uma dieta composta de ácido ribonucléico, sais, vitaminas, ágar e colesterol, entre outros compostos, foi utilizada por MONROE (1962) para criação larval, produzindo larvas de mosca com massa corporal entre 24 e 25mg no final do estágio larval.

Dietas baseadas em leite e seus produtos ganharam aceitabilidade pois, em geral, estas dietas eram mais fáceis de preparar e mais susceptíveis à padronização (SPILLER, 1963, 1964).

Segundo SPILLER (1966), a substituição de leite desnatado por leite em pó integral, numa dieta com levedura e papel picado, provocou um aumento de 13,7% no número de pupas recuperadas em criação de laboratório.

Um método para criar larvas de mosca em sacos plásticos, com uma dieta composta de leite em pó integral, levedura, ágar, nipagin, sulfato de estreptomicina e água, foi descrito por SINGH & JERRAM (1976).

ALEIXO *et al.* (1984) formularam uma dieta para a criação de mosca doméstica em laboratório, composta de partes iguais de ração para aves ou para suínos e farelo de trigo e

um litro de água para cada quilo da mistura.

CHAVES *et al.* (1987), com a finalidade de selecionar uma dieta para criação de mosca doméstica em laboratório para uso na multiplicação de seu parasito pupal, *Spalangia endius* Walker (Hymenoptera,: Pteromalidae), conseguiu melhor ganho de massa pupal, com uma dieta composta de 95% de farelo de trigo, 5% de levedura de cerveja, e 190ml de água.

2.1.3. ALIMENTAÇÃO DO ADULTO

As moscas domésticas possuem um aparelho bucal do tipo lambedor-sugador formado por uma probóscida que se distende e em cuja extremidade estão estruturas denominadas labelas. A probóscida é dividida em três partes: um rostro, onde ficam os palpos maxilares; o haustelo, por onde passa internamente o canal alimentar; e as lamelas, cuja função é provar e filtrar o alimento. Durante a alimentação, o haustelo se distende sob a ação muscular, da pressão sangüínea e dos sacos aéreos na cabeça (GREENBERG, 1973; MARICONI *et al.*, 1998).

Os alimentos destes muscídeos geralmente são líquidos. As moscas domésticas podem também, "amolecer" o alimento de sua preferência, regurgitando o conteúdo estomacal que contém enzimas que vão permitir a mudança da textura do alimento, para depois ingeri-lo normalmente (MARICONI *et al.*, 1998).

Pela associação que tem com o homem, a mosca doméstica "aprendeu" a apreciar seu alimento, sua bebida e até seu lixo (HOWARD, 1912; GRAHAM-SMITH, 1913;

HEWITT, 1914). Ela também se alimenta de fezes de animais (MOON & MEYER, 1985) e se encontra associada aos alimentos fornecidos aos animais de produção (LYSYK & AXTELL, 1985).

Em laboratório, nas primeiras tentativas de se colonizar moscas domésticas, estas eram alimentadas com leite fornecido diariamente, que mais tarde foi substituído por água mais alimento seco (SPILLER, 1966).

SPILLER (1963) e MORRISON & DAVIS (1964), mostraram que uma solução de açúcar diluída a 2,5% foi bem aceita pelas moscas.

Mais tarde, SPILLER (1966) utilizou, para manter sua colônia, uma mistura seca contendo leite em pó e cana-de-açúcar suplementado com 10% de levedura autolisada e 0,1% de colesterol, sendo fornecido 20g desta mistura diariamente às moscas.

2.1.4. HÁBITOS DE ACASALAMENTO

Machos de *M. domestica* são sexualmente agressivos e freqüentemente montam nas fêmeas, que raramente os aceitam. O acasalamento pode ocorrer 24h após a emergência (BARBER & STARNES, 1949) e, exceto em poucos casos, o acasalamento não se repete (ZINGRONE *et al.*, 1959). De acordo com MARICONI *et al.* (1998), após a emergência, a fêmea pode acasalar imediatamente ou em até 20h.

Uma linhagem de moscas domésticas criadas, parte no meio padrão CSMA (1963) e outra parte em um meio natural que consistia de uma mistura de fezes bovinas e resto de

palha de estábulo molhado com urina, foi usada para determinar o efeito da alimentação larval no comportamento da mosca adulta. JOHNSON (1976) observou que as fêmeas freqüentemente repeliam os machos que foram criados em dieta diferente, os resultados mostraram que o meio de criação larval pode ter um efeito significativo no hábito de acasalamento entre moscas criadas em laboratório soltas a campo, e moscas nativas do campo.

2.1.5. OVIPOSIÇÃO

De acordo com KETTLE (1990), a mosca doméstica busca como substrato para a oviposição, fezes de herbívoros, esterco de aves, lixo orgânico e excremento humano.

Moscas isoladas raramente produzem um número normal de ovos e poucas colocam mais de 200. Em grandes grupos de adultos, a produção de ovos por gaiola é de 500 ± 100 por fêmea (WILKES *et al.*, 1948).

Moscas alimentadas com leite colocaram cinco vezes mais ovos do que moscas alimentadas com dieta sintética contendo aminoácidos, sucrose, sais minerais e com ou sem vitamina B e colesterol (MORRISON & DAVIES, 1964).

KRAFSUR (1985), estudando a fecundidade de *M. domestica*, observou que a média do número de ovos por fêmea foi de 103 ovos/fêmea com considerável variação sazonal. Tratamentos com organofosforados reduziram para 22 o número de ovos/fêmea, comparando com os 64 produzidos por adultos de áreas não tratadas.

A *M. domestica* cria-se em matéria em decomposição, incluindo fezes animais. As fêmeas são ovíparas, produzindo de 120 a 150 ovos por oviposição, com cinco a 20 baterias de oviposições durante sua vida (CHENG, 1986).

De acordo com MARICONI *et al.* (1998), a fêmea pode iniciar a deposição de ovos entre 2,5 e 20 dias após a emergência. Os ovos são depositados pela fêmea em locais de matéria orgânica em fermentação, numa profundidade entre oito e 10mm e cada fêmea pode colocar de 400 a 900 ovos durante a sua vida, divididos em seis posturas em média.

2.1.6. LONGEVIDADE

WILKES *et al.* (1948), trabalhando com a biologia da mosca doméstica, observaram que os machos começaram a morrer três a quatro dias após a emergência. Em gaiolas de criação, poucos machos morreram no primeiro dia após a oviposição e a maioria dos machos morreu por volta do 10º dia após a oviposição, entretanto, alguns viveram por mais de 20 dias. A morte das fêmeas começou no terceiro dia depois da oviposição (seis a sete dias de idade), cerca de um terço morreu por volta do 10º dia. Uma pequena proporção de moscas fêmeas viveu até um máximo de 40 dias. A média da longevidade de moscas foi de 12 ± 2 dias para os machos e de 20 ± 2 dias para as fêmeas. A porcentagem de morte em gaiolas de criação após 10 dias da oviposição foi de $71,1\% \pm 19,3\%$ para os machos, e de $31,6\% \pm 13,0\%$ para as fêmeas.

BUCHAN & SOHAL (1981) reportaram que fêmeas e machos de *Musca domestica* alimentados com açúcar e água, viveram em média $24,5 \pm 1,5$ e $21,8 \pm 1,2$ dias, respectivamente.

FLETCHER *et al.* (1990) observaram que a longevidade dos machos foi de $33,8 \pm 1,2$ e $21,9 \pm 1,0$ dias a 20° e 25°C , e que a longevidade das fêmeas teve média de $44,6 \pm 4,2$ e $27,6 \pm 3,1$ dias para as moscas que se alimentaram com leite condensado diluído e açúcar.

LYSYK (1991), trabalhando com fatores que afetam a longevidade da mosca doméstica, observou que a longevidade diminuía quando se aumentava a temperatura. A longevidade não variou significativamente entre os sexos, sendo que a média foi de $17,9 \pm 0,49$ dias e $16,9 \pm 0,42$ dias para fêmeas e machos, respectivamente.

A longevidade das populações silvestres de *M. domestica*, pode ser indicada por estudos laboratoriais. Não pode ser mensurada diretamente, mas podem ser feitas estimativas através da idade das estruturas ovarianas (KRAFSUR, 1985) ou através de moscas marcadas e recapturadas.

KRAFSUR (1985) reportou que a estimativa de vida à campo da mosca doméstica esteve entre 5,4 e 3,2 dias. No Japão, esteve entre 2,0 e 7,2 dias (IMAI, 1984). Na Carolina do Norte esteve entre 1,0 e 4,5 dias (LYSYK & AXTELL, 1986).

A longevidade de mosca doméstica foi estimada entre 3 e 7 dias na Dinamarca (KRISTIANSEN & SKOVMAND, 1985), Estas estimativas de longevidade foram substancialmente mais baixas do que as observadas em estudos laboratoriais, onde as moscas foram alimentadas com leite e açúcar (KRISTIANSEN & SKOVMAND, 1985).

Uma variedade de fatores pode ser responsável pela diminuição da longevidade a nível de campo, comparado com populações criadas em laboratório. Entretanto, diferenças na dieta podem ter um papel importante (LYSYK, 1991).

MARICONI *et al.* (1998) citaram que uma fêmea adulta de mosca doméstica pode viver em média até 12 semanas.

2.1.7. ESTÁGIO DE OVO

WILKES *et al.* (1948), trabalhando com a biologia de *M. domestica*, observaram a taxa de eclosão colocando dois ou mais lotes de 100 ovos em papel toalha e cobrindo com uma placa de vidro e incubando-os a 26,7°C. Depois de 24h, os ovos não viáveis foram contados e subtraídos de 100. Os testes mostraram que o desvio padrão das amostras individuais foi de $\pm 4\%$. Durante os primeiros 10 dias do período de postura, todos os ovos viáveis tiveram suas larvas eclodindo dentro das 24h, mas depois de 10 dias, cerca de 10% dos ovos tiveram suas larvas eclodindo depois de 24h de incubação.

WEST (1951) notou que os ovos têm 1 mm de comprimento e que seu maior diâmetro é um pouco maior que V_a do comprimento.

SAWICKI & HOLBROOK (1961) reportaram na literatura o número de ovos em um dado volume. Eles estimaram que houve variação de 500 a 750 ovos/0,1ml.

KEIDING & AREVAD (1964) constataram em seus estudos que a massa corporal média dos ovos da mosca doméstica foi de 74 μ g.

Algumas fêmeas começam a produção de ovos quatro dias após a emergência. Uma produção considerável pode ocorrer por volta do sexto e do nono dia (SPILLER, 1966).

PAINTER & KILGORE (1967), trabalhando com as características físicas e químicas dos ovos de *M. domestica*, observaram que os ovos tiveram em média 1,2mm de comprimento e 0,275mm de diâmetro. A massa corporal dos ovos variou de 38 a 67µg e a média de mais de 2000 ovos foi de 55µg. A média da massa corporal do córion foi de 5µg. Os ovos recém ovipositados tiveram uma média de umidade de 75% e seu conteúdo protéico foi de aproximadamente 10%.

2.1.8. ESTÁGIO LARVAL

Segundo HEWITT (1914), as larvas de *M. domestica* podem ser encontradas em fezes humanas e de animais domésticos, em carne em putrefação, vísceras, legumes e frutas em decomposição e em outros tipos de matéria orgânica em decomposição. PUTMAN (1983) relata que fezes frescas, além de atrair um elevado número de espécies de dípteros, apresentam-se também como o meio em que o desenvolvimento larval pode completar-se mais rapidamente.

PAINTER & KILGORE (1967), estudando as características químicas e físicas dos ovos e larvas de *M. domestica*, observaram que larvas recém eclodidas com menos de uma hora de idade tiveram uma média de 52µg de massa. SCHOOF (1964) em seu trabalho obteve média de 82µg de massa, sendo que ele não considerou as larvas como recém eclodidas.

As larvas da mosca doméstica emergem após oito a 20h da ovipostura e imediatamente se alimentam, passando por três instares e completam o ciclo larval em até sete dias, à temperatura de 32°C (MALLIS, 1990).

O período larval vai determinar o tamanho que terá o adulto; a natureza da matéria orgânica também vai influenciar no seu desenvolvimento; larvas mal nutridas geram adultos pequenos. Quando a larva está pronta para se transformar em pupa, ela migra para longe do substrato em fermentação e busca locais mais secos e com temperaturas mais amenas (MALLIS, 1990).

BARNARD & GEDEN (1993), estudando a influência da temperatura sobre o desenvolvimento de mosca doméstica, observaram que o desenvolvimento larval foi mais rápido a 32°C e mais lento entre 12,4 e 17,3°C. A sobrevivência larval foi maior a 23,1°C, particularmente, quando as larvas estavam em meio com baixa densidade larval. A sobrevivência foi pequena quando as larvas foram colocadas em meio com um temperatura de 12,4°C e densidade alta e a 38,9°C tanto com alta ou baixa densidade.

2.1.9. ESTÁGIO PUPAL

O período pupal se inicia quando a larva de 3º instar enrijece seu tegumento, formando o pupário onde permanece de três a seis dias até a emergência da forma adulta (MARICONI *et al.*, 1998). De acordo com SPILLER (1966), o período pupal inicia-se no quinto dia após a oviposição e se completa logo depois do sexto dia; as pupas se tornam

escurecidas e endurecidas por volta do sétimo dia.

WILKES *et al.* (1948), em seu experimento, obtiveram uma média de massa pupal de 19,5 mg, sendo que, quando a densidade foi elevada no meio de criação, as pupas daí obtidas tiveram uma diminuição na sua massa.

Nos meios de criação de moscas, quando há uma proporcionalidade entre a quantidade de meio e número de ovos que se introduz nesse meio, a média de massa pupal fica em torno de 18 e 19mg (SPILLER, 1966).

Quando as larvas são criadas em fezes, a pupação ocorre nas porções secas perto da superfície e nas margens do bolo fecal (CHU & AXTELL, 1971).

2.2. *Stomoxys calcitrans*

2.2.1. IMPORTÂNCIA DA ESPÉCIE

A *S. calcitrans* é uma das mais importantes pragas de insetos que atacam o gado dos Estados Unidos, Europa e alguns países da América do Sul. É um parasito obrigatório e se alimenta em animais de sangue quente, podendo atacar bovinos, cavalos ovelhas, suínos, cães e até mesmo o homem. É certamente um dos dípteros mais importantes para a pecuária nacional pelo seu papel como transmissor de graves enfermidades ao gado. Quando atacam em grande quantidade, especialmente no verão, perturbam os animais a tal ponto que estes permanecem em contínua atividade, movendo violentamente a cabeça, patas e sacudindo a cauda sem cessar. Como consequência dessa atividade, os animais se cansam, diminuem a ingestão de alimentos e emagrecem consideravelmente, havendo uma queda da resistência imunológica, o que os tornam predispostos às doenças. As vacas diminuem a produção de leite e chegam a se ferir durante os movimentos de defesa (GUIMARÃES, 1984; STEELMAN, 1976).

HONEIJ & PARKER (1914), examinando manchas de fezes de *M. domestica*, *Muscina stabulans*, *S. calcitrans* e *Lucilia* sp., encontradas em pacientes leprosos e moscas alimentadas em lesões ulceradas contendo *Mycobacterium leprae*, observaram que de 12 moscas domésticas, só duas apresentaram bacilos nas fezes, enquanto que de 20 *S. calcitrans*, 16 foram positivos. Deste experimento, eles concluíram que a *S. calcitrans* provavelmente apresenta papel mais importante que as outras moscas como carreadora do bacilo da lepra.

Nos Estados Unidos, segundo MOHLER *et al.* (1942) (*apud* McILVEEN, 1972), a estimativa dos prejuízos causados pela *S. calcitrans* e pela *H. irritans* está calculada em torno de dez milhões de dólares, anualmente. Neste país foi feita uma avaliação sobre o nível de controle onde a presença de uma mosca por vaca foi suficiente para reduzir a produção leiteira em 0,7% num período de cinco meses (BRUCE & DECKER, 1958).

Outra avaliação importante é a que fixa em torno de 25 o número de moscas que visitam um animal por dia (STEELMAN, 1976). PARR (1962) determinou que a quantidade de sangue ingerido de cada vez era de três vezes a massa corporal média da mosca (8,6 mg). A perda de massa corporal dos animais existentes nas zonas infestadas é bem acentuada, variando entre 40% a 60% (BISHOPP, 1913).

FREEBORN *et al.* (1925) constataram que a *S. calcitrans* causa em torno de 9% de queda na produção leiteira. Pesquisas feitas por BRUCE & DECKER (1951); DECKER, (1955); GRANETT & HANSENS (1956 e 1957) e CUTKOMP & HARVEY (1958) revelaram semelhante inclinação favorável à baixa produtividade de leite e carne, atribuindo à presença de moscas hematófagas.

CHENG (1958) observou em vacas um aumento considerável de ganho de massa corporal quando esses animais foram protegidos de moscas hematófagas (*S. calcitrans* e *H. irritans*) com "spray" composto de repelente e inseticida. O efeito das moscas hematófagas sobre a produção de leite se observa muito claramente nas informações de MORGAN & BAILIE (1980). Estes autores observaram as conseqüências de se proteger o gado frente às moscas nas granjas. Em uma granja onde o problema principal era a mosca do estábulo,

com o uso de pulverizações de permetrina como controle, aumentou-se a produção da ordenha, tanto a da manhã quanto a da tarde (de 5,4 a 6,1Kg e de 4,5 a 4,8Kg).

CAMPBELL *et al.* (1977) estudaram os efeitos da ação parasitária de *S. calcitrans* no ganho de peso em bovinos mantidos em internada. A *S. calcitrans* tem sido responsabilizada pela disseminação de agentes patogênicos ao homem e aos animais domésticos, tanto como hospedeiro intermediário ou transmissor mecânico, quanto como hospedeiro biológico, devido aos seus hábitos alimentares e sua ampla distribuição geográfica (BRUES, 1913).

No Brasil, GUIMARÃES (1984) declarou ser difícil estimar os danos causados aos animais pela infestação de *S. calcitrans*, uma vez que os prejuízos podem apresentar-se de inúmeras formas. A irritação provocada pelo ataque intenso é o dano mais sério. Informa ainda que os pecuaristas que mantêm registro de produção leiteira de seu rebanho constataram uma queda de 20 a 60%, sendo que em alguns casos, as vacas secaram completamente ou não retornaram à sua produção normal.

LAZARUS *et al.* (1989) observaram que o custo para se remover fezes de bovinos para eliminar a presença de *S. calcitrans* e *M. domestica* ficava em torno de US\$0.348 por vaca/dia, e a utilização de inseticidas, um gasto médio de US\$0.021 por vaca/dia. Esses autores mostraram que apesar do aumento no custo de remoção na fezes, este método se mostra de grande importância por retardar o aparecimento de resistência aos inseticidas pelas moscas.

2.2.2. MEIOS DE CRIAÇÃO

Trabalhos de pesquisa com variados graus de sucesso têm sido feitos para manter colônias de *S. calcitrans* em laboratório. Os autores geralmente concordam que é mais difícil de se criar esta espécie do que a mosca doméstica. As técnicas de criação são ligeiramente diferentes porque muitos pesquisadores esforçaram-se em encontrar seus objetivos com os equipamentos e materiais que tinham disponíveis (JONES, 1966).

Depois de tentar com palha de aveia fermentada e fezes eqüinas puras ou misturadas, GLASER (1924) adotou fezes eqüinas frescas como meio de criação larval.

RICHARDSON (1932) usou uma mistura de farelo de trigo, farinha de alfafa e casca de aveia. Para isso, adicionou levedo e Diamalt (um produto da Fleischman Yeast Co. contendo uma grande porcentagem de açúcar de malte).

DOTY (1937) usou os mesmos ingredientes em proporções similares aos de RICHARDSON (1932), entretanto, EAGLESON (1943) utilizando o mesmo meio, foi incapaz de criar grande quantidade de moscas pelos procedimentos de DOTY.

FEDDER (1958), criou larvas em farelo de trigo e serragem.

PARR (1959), trabalhando na Uganda, não achou os métodos de DOTY e EAGLESON apropriados às suas condições. Seu meio de criação consistia de fezes bovinas secas, coágulo seco, açúcar e água.

CHAMBERLAIN *et al.* (1954), MCGREGOR & DREISS (1955), GOODHUE & CANTREL (1958), COMPAU *et al.* (1953) e muitos outros autores, tiveram sucesso usando o Standard Fly Larval Medium (Chemical Specialties Manufacturers Association, 1963). O meio é composto de 26,67% de farinha de alfafa, 33,33% de farelo de trigo e 40% de grãos secos de produtos de cervejaria.

CHRISTMAS (1970) preconizou um meio contendo 66g de cana-de-açúcar, 25g de farelo de trigo, 8g de farinha de carne, 1g de bicarbonato de sódio e 127ml de água para a criação de larvas de *S. calcitrans*.

MORAES (1989) testou o poder nutritivo de dietas à base de cana-de-açúcar moída, farelo de trigo, farinha de carne e bicarbonato de sódio, misturados com vinhoto ou fezes de bovino, eqüino, suíno, e galinha; os resultados indicaram que dietas à base de vinhoto foram as mais eficazes.

2.2.3. ALIMENTAÇÃO DO ADULTO

NEWSTEAD (1906), BRAIN (1912) e MITZMAIN (1913) observaram que tanto o macho como a fêmea sugam sangue de seus hospedeiros. Uma grande variedade de animais serve de hospedeiro, incluindo o homem, boi, cavalo, ave e morcego. Alguns animais na natureza parecem ser hospedeiros preferenciais.

GLASER (1923) concluiu que o sangue é um elemento essencial na dieta desta mosca, indispensável para o seu desenvolvimento normal.

Segundo MITZMAIN (1913), a alimentação ocorre durante todas as horas do dia, sendo mais freqüente na parte da manhã e no fim da tarde. Esta observação foi confirmada por HARLEY (1965). PARR (1962) estimou a média da primeira ingestão de sangue por cada mosca em 25,8 mg. Ele relatou que duas mil moscas deixam sem sangue um rato em 15 minutos.

2.2.4. HÁBITOS DE ACASALAMENTO

VON BORSTEL (1960) chamou a atenção para os múltiplos acasalamentos de fêmeas.

PARR (1962) relatou que o acasalamento tem lugar quando ambos, fêmea e macho, possuem seis dias de idade.

KILLOUGH & McKINSTRY (1965) observaram que um macho com um dia de vida fertilizou com sucesso 13% das fêmeas com cinco dias de idade num período de vinte e quatro horas. Todavia, machos com cinco dias de idade fertilizaram 52% das fêmeas. Mais tarde, ele escreveu que somente 6% das fêmeas de um dia foram fertilizadas por machos de cinco dias de idade, num período de 24 horas.

O trabalho de HARRIS et al. (1966), usando machos e fêmeas da mesma idade, demonstrou que somente 1% das fêmeas havia acasalado durante os primeiros dois dias e 89% acasalaram no quinto dia.

Em 1968, HOFFMAN concluiu destes testes que a idade mínima para o acasalamento, para ambos os sexos, ocorreu quando as moscas tinham entre 32 e 40 horas de idade.

Pesquisas realizadas por HARRIS *et al.* (1966) demonstraram que um único macho foi capaz de inseminar de duas a nove fêmeas, sendo o número médio inseminado de seis.

HOFFMAN (1968) relatou que um único macho de *S. calcitrans* é capaz de inseminar 23 fêmeas. HARRIS *et al.* (1966) e HOFFMAN (1968) concordaram que as fêmeas somente acasalam uma única vez, se inseminadas com sucesso. Todavia, HARRIS *et al.* (1966) notaram que fêmeas acasalam com êxito na primeira vez.

2.2.5. OVIPOSIÇÃO

A *S. calcitrans* pode realizar postura de ovos isolados, sendo o mais comum em pequenos lotes. NEWSTEAD *et al.* (1907) escreveram que uma única fêmea de *S. calcitrans* fez postura de sete lotes de ovos, cada lote contendo de 48 a 71 ovos. MITZMAIN (1913) observou um máximo de 94 ovos depositados por lote, relatando também que uma fêmea realizou postura de 632 ovos em 65 dias.

Segundo PARR (1962) a oviposição de *S. calcitrans* tem início 17 e 48 horas após o acasalamento. KILLOUGH & McKINSTRY (1965) relataram que fêmeas não fazem a postura antes de oito dias de idade. GLASER (1923), KILLOUGH & McKINSTRY (1965) e HOFFMAN (1968) relataram que postura depende da fertilização.

KILLOUGH & McKINSTRY (1965) citam que o número de ovos por lote foi de 40 a 80, com um mínimo de um e um máximo de 184 ovos por lote. Eles relataram também que uma única fêmea colocou um total de 602 ovos. Pesquisas conduzidas por PARR

(1962) revelaram que dez a 11 lotes de ovos foram colocados por uma única fêmea. A média do número de ovos por lote foi de 35,5 e o número máximo de ovos foi de 96 em um único lote, este autor também estimou que cada fêmea realizou postura de 300 a 400 ovos em um tempo de vida normal.

As pesquisas de HOFFMAN (1968) revelaram urna produção de ovos consideravelmente mais baixa que algumas das mencionadas acima, relatando que o número total de ovos produzidos por uma fêmea variou de 22 a 307 com uma média de 183.

A oviposição tem lugar em uma variedade de meios de crescimento. BISHOPP (1913) observou infestações de moscas do estábulo desenvolvendo-se em pilhas de feno.

Ao longo das áreas costeiras dos Estados Unidos, a *S. calcitrans* tem sido observada se desenvolvendo extensivamente em certas algas e gramíneas. KING & LENERT (1936) foram aparentemente os primeiros a noticiar o desenvolvimento da mosca do estábulo nessas acumulações.

SIMMONS & DOVE (1941, 1942) relataram criação extensiva no campo, nas acumulações de restos de aipo e palha de amendoim.

SCHOOFF et al (1954) descobriram que aparas de grama são uma das mais comuns fontes para criação de *S. calcitrans* em áreas urbanas de Charleston, oeste de Virginia.

Em Uganda, PARR (1962) citou que as maiores fontes de criação eram as fezes de animais em acumulações com gramíneas, palha e folhas, as quais, foram deixadas para se decomporem.

SIMMONS & DOVE (1941) descreveram extensa criação de *S. calcitrans* em acumulações de *Halodule wrightii*, *Thalassia testudium* e *Vallisneria americana*, espécies de grama de baía, ao longo da costa de Alabama e Mississipi e concluíram que a acumulação de grama verde se mostrava benéfica para o desenvolvimento das moscas. Durante os meses de agosto e setembro, grande quantidade de grama verde era depositada nas praias pela ação das marés. Essas acumulações constituíam meio ideal para o crescimento de larvas de *S. calcitrans*, logo após sua decomposição. SIMMONS & DOVE (1941) concluíram que a *S. calcitrans* somente torna-se um problema em área de praia onde a topografia de baía e a salinidade da água permita sua acumulação nas praias, acima da ação normal das marés.

No Brasil, a mosca do estábulo parece estar presente em todos os estados, assumindo características epidêmicas em algumas regiões, em razão da existência de condições favoráveis à sua reprodução. É o que ocorre em Minas Gerais, Goiás e São Paulo, com o uso de cama de frango como adubo; no Espírito Santo, com adubo de casca de café; em Pernambuco, com o uso de restos de cana-de-açúcar como adubo e no Rio Grande do Norte, com resíduo da cultura do sisal; todos utilizados sob a forma de cobertura de pastagens, ao relento ou não, incorporados ao solo através de discagem ou aração (MORAES, 1989).

2.2.6. LONGEVIDADE

A longevidade da *S. calcitrans*, na natureza, foi estimada por BISHOPP (1939) em aproximadamente três semanas. Através de pesquisas em laboratório, esse pesquisador demonstrou que as *S. calcitrans* que foram alimentadas em curtos intervalos de tempo viveram aproximadamente 17 dias. MITZMAIN (1913) relatou que um macho de *S. calcitrans*, isolado, viveu 94 dias, enquanto que uma fêmea, nas mesmas condições, morreu com 72 dias. Em seus estudos sobre acasalamento e oviposição, KILLOUGH & MCKINSTRY (1965) relataram que quando as moscas eram combinadas na razão de três machos por fêmea, a longevidade das fêmeas atingia de nove a 25 dias. A média era de 18 dias. Fêmeas virgens viveram em média 16 dias. Em todos os testes restantes, a média de longevidade das fêmeas atingia 18 a 25 dias dependendo da razão sexual e idade das moscas usadas. Eles relataram que nenhuma fêmea sobreviveu mais de 36 dias. Em seus estudos, HOFFMAN (1968) observou que machos e fêmeas em gaiolas separadas viveram em média 17,2 e 19,2 dias, respectivamente. Na razão 2:1, 19,7 e 16,8 dias, respectivamente, e na razão de 3:1, 21,4 e 20,2 dias, respectivamente.

2.2.7. ESTÁGIO DE OVO

Os ovos de *S. calcitrans* foram descritos por NEWSTEAD (1906), BISHOPP (1913) e BRAIN (1913). Estes pesquisadores também estudaram a seqüência de eventos que ocorrem durante o processo de eclosão. Os ovos de *S. calcitrans* parecem ser muito sensíveis à temperatura e à umidade. BISHOPP (1913) estabeleceu que o período de

incubação se limita de um a quatro dias, dependendo da temperatura e umidade. MITZMAIN (1913) relatou que o período de incubação pode ser duplicado quando em baixas temperatura e umidade. Estabeleceu o período de incubação a 30°C em 20 horas, enquanto que a 20°C, a eclosão ocorreu dentro de 48 a 60 horas. MELVIN (1931) relatou períodos de incubação de 33,4 horas a 25°C e 26,5 horas à 30°C. JONES (1966) relatou períodos de incubação de dois dias a 15°C e de um dia com temperaturas entre 21,1°C e 26,6°C. MITZMAIN (1913) observou que embriões são mortos por exposição dos ovos por uma hora em superfície seca. HOFFMAN (1968) confirmou essa observação quando expôs ovos durante 15, 30 e 45 minutos à umidade relativa do ar de 50%, obtendo eclosão de 57,1; 64,4 e 0,0, respectivamente. Ao aumentar a umidade relativa do ar para 80%, a porcentagem de eclosão foi 68,2; 21,3 e 3,5 respectivamente. A eclosão é bem sucedida quando 87% dos ovos são mantidos à 25°C e 80% de umidade relativa do ar. CHAMBERLAIN *et al.* (1954) conservaram ovos em água à 12°C, após uma semana, 50% das larvas, aproximadamente, eclodiram. Ein outro estudo realizado por JONES (1966), este armazenou ovos sob condições de umidade ou em água e após uma semana, à temperatura de 7°C, foi observado 50 a 75% de eclosão. HOFFMAN (1968) submergiu ovos em água e removeu uma amostra a cada 30 minutos durante seis horas. Depois, observou a porcentagem de eclosão que ocorreu durante as próximas 24, 48 e 72 horas. Seus dados indicaram que, embora os ovos tivessem sido tolerantes a submersão em água, houve atraso na eclosão, relatando também que uma submersão continuada por cinco horas ou mais foi fatal para os embriões.

2.2.8. ESTÁGIO LARVAL

A larva de *S. calcitrans*, aparentemente, não tem nenhuma particularidade discriminativa em sua alimentação, sendo encontrada em grande variedade de matéria orgânica úmida e fermentada. As larvas parecem preferir meio de desenvolvimento frouxo e friável. PARR (1962) relatou que as larvas de *S. calcitrans* são raramente encontradas em fezes bovinas, a menos que estas estejam misturadas com palha ou gramíneas, não detectando nenhum período de descanso antes da ecdise e concluindo que esta não interfere com a alimentação.

BISHOPP (1913) relatou que o limite da duração do estágio larval está entre 11 e 30 dias, sendo que esta é determinada pela temperatura, umidade e abundância de alimentos.

JONES (1966) relatou que o desenvolvimento larval completo requer 18 dias à temperatura de 15,5°C; 13 dias à temperatura de 21,1°C e sete dias à temperatura de -1°C.

HANSENS (1951) não encontrou larvas quando a temperatura do meio de crescimento excedeu a 31,1°C, porém, observou crescimento entre 20 e 25,5°C.

BISHOPP (1913) constatou que as larvas ficavam totalmente tolerantes à excessiva umidade no meio de crescimento, observando também que se o meio se tornar demasiadamente seco, faz com que as larvas se tornem inativas e entrem no estágio de pupa antecipadamente.

NEWSTEAD (1906) observou que, quando o meio de crescimento é perturbado, as larvas expostas fogem escavando para o interior do meio, além do que, a exposição da larva à luz retarda seu desenvolvimento, concluindo que larvas de *S. calcitrans* requerem total

escuridão para o seu desenvolvimento. Esta observação conduziu PARR (1962) e outros pesquisadores a julgarem necessário criar larvas em ambientes escuros. Outros pesquisadores não confirmaram essa exigência de escuridão.

JONES (1966), criou com sucesso *S. calcitrans* sob condições simuladas de fotoperíodo de 16 horas. Relatou que qualquer fonte artificial de luz é satisfatória.

NEWSTEAD (1906) relatou que vibração ou agitação do meio repelia as larvas de *S. calcitrans*. O trabalho de JONES (1966) não confirma isso, pelo contrário, ele afirma que o meio deve ser agitado constantemente.

2.2.9. ESTÁGIO PUPAL

Descrições detalhadas na formação do pupário foram dadas por NEWSTEAD (1906), BISHOPP (1913) e outros. NEWSTEAD (1906) observou que a pupa tem cor branca quando recentemente formada, mas escurece rapidamente para bronzeado e eventualmente castanho em torno de duas horas.

BISHOPP (1913) e MELVIN (1931) relataram que o tempo de pupação é determinado pela temperatura, umidade e tipo de meio de criação utilizado.

BISHOPP (1913) relatou que o período pupal dura de seis a 20 dias, dependendo das condições de criação.

MELVIN (1931) relatou que com umidade relativa do ar a 100%, o período pupal fica em torno de sete dias.

SIMMONS (1944) relatou que as pupas são resistentes à baixa temperatura, e estas podem induzir a um estágio hibernante.

CHAMBERLAIN *et al.* (1954) relataram que pode ser obtida boa emergência de pupas deixadas a 12°C, no mínimo por duas semanas.

PARR (1962) relatou que a formação completa de pupa requer em média 18 horas.

JONES (1966) estudou o efeito da temperatura na duração do período pupal, demonstrando que decresce quando a temperatura aumenta, sendo que a duração foi de oito dias para a temperatura de 15,5°C e sete dias quando a 21,1°C e 26,6°C. A temperatura de 43°C foi fatal para a pupa (MITZMAIN, 1913). MELVIN (1931) não obteve emergência em pupas mantidas à 25°C e 19% de umidade relativa do ar.

HOFFMAN (1968) pesquisou o efeito causado no peso da pupa pelo ajuntamento de grandes quantidades de larvas. Observando que larvas vivendo em amplo espaço e com alimentação suficiente, produzem pupas pesando acima de 14,7mg, e o meio contendo 10 larvas por grama produziu pupas em média com 8,6mg.

NEVES & COSTA-DE-FARIA (1988), observando pupas de *S. calcitrans* que foram coletadas em fezes de bovino e de equino em Minas Gerais para se determinar a profundidade de pupação, verificaram que preferencialmente as pupas se encontravam entre um e quatro centímetros de profundidade, sendo que observaram a presença dos parasitóides *Spalangia endius* (11.18%), *Nasonia vitripennis* (4.21%) e *Muscidifurax raptor* (0.64%).

2.3. AS AVERMECTINAS

As avermectinas representam uma moderna classe de lactonas macrocíclicas, que têm demonstrado atividade nematocida, acaricida e inseticida. É composta por uma mistura de secreções naturais produzidas por um actinomiceto, o *Streptomyces avermetilis.*, que foi inicialmente isolado pelo Instituto Kitasato através de uma amostra de solo coletada na cidade de Kawana Ito, no Japão. A descoberta das avermectinas provenientes deste microorganismo, em 1976, tem influenciado muito sobre o arsenal químico utilizado para o controle de artrópodes, tanto na agricultura como em parasitos de mamíferos (LASOTA & DYBAS, 1991). As avermectinas foram descritas como tendo atividade anti-helmíntica para uso animal primeiramente em 1979 (BURG *et al.*, 1979; EGERTON *et al.*, 1979; MILLER *et al.*, 1979). A susceptibilidade dos invertebrados às avermectinas produz uma terapêutica aceitável quando usada em humanos, em animais de interesse veterinário e na agricultura.

As avermectinas produzem uma paralisia nos ectoparasitos, por bloqueio da transmissão neuro-muscular, induzida pelo ácido gama-aminobutírico (GABA) (CAMPBELL, 1981), que como se conhece, é o maior neurotransmissor inibitório de mamíferos e invertebrados (CASIDA *et al.*, 1988), já os sinais de hiperexcitabilidade, típicos de alguns inseticidas, geralmente estão ausentes. A ação proposta da abamectina sobre este neurotransmissor é consistente com a baixa atividade desse composto contra cestóides e trematóides, animais que não apresentam inervação que utilizam o GABA como neurotransmissor. FRITZ *et al.* (1979) observaram que o potencial pós-sináptico excitatório (EPSPs) e o potencial pós-sináptico inibitório (IPSPs) em músculo de lagosta (*Homarus americanus*) foram bloqueados pela abamectina e concluíram que este efeito inibitório foi

causado pelo GABA, abrindo os canais de cloro na membrana muscular. Os efeitos de paralisia foram observados no nematóide *Ascaris suum*, após a injeção de abamectina em suínos (WANG & PONG, 1982) e no nematóide de vida livre *Caenorhabditis elegans* (SCHAEFFER & HAINES, 1989). A perfusão de abamectina em baratas (*Periplaneta americana*) causou uma supressão da contração muscular esquelética, similarmente, bloqueou a atividade de uma preparação de nervos de baratas e suprimiu o efeito de hiperexcitabilidade causado pelo inseticida lindane (TANAKA & MATSUMURA, 1985). De acordo com TURNER & SCHAEFFER (1989), apesar de anos de pesquisas, tem-se enfrentado relativa dificuldade para definir, especificamente, o mecanismo de ação das avermectinas, possivelmente, porque possui atividade em diferentes sítios, havendo diferenciações sensíveis entre elas e também pelo fato de serem pouco solúveis em soluções aquosas. Entretanto, apresentam moléculas lipofílicas que se dissolvem em vários solventes orgânicos (JACKSON, 1989). LIFSCHITZ *et al.* (1999), trabalharam com a disposição cinética de ivermectina após administração subcutânea e intramuscular de uma formulação à base de óleo para bovinos, sendo que o controle foi feito com ivermectina em formulação não aquosa (Ivomec®). Os resultados mostram que a absorção foi mais prolongada quando se administrou ivermectina à base de óleo por via subcutânea, em comparação com o controle; e a permanência no plasma ficou entre 12 e 35 dias após a administração, tanto para os tratamentos quanto para o controle.

As avermectinas têm demonstrado um largo espectro de ação contra uma grande variedade de espécies de helmintos, tanto em vermes adultos, quanto em larvas em hipobiose (CAMPBELL, 1981; CAMPBELL *et al.*, 1983; EGERTON, 1980; EGERTON *et*

al., 1979; MROZIK, 1985). Também têm se mostrado altamente ativas como inseticida sistêmico, quando aplicadas em injeções subcutâneas em dosagens extremamente baixas (200µg/kg de peso vivo). Entre os ectoparasitos controlados pelas avermectinas, temos: as diferentes espécies de carrapatos; o ácaro de ovinos *Psoroptes ovis*; os piolhos *Littognathus vituli* e *Haematopinus eutyternus* e as larvas do díptero *Hipoderma lineatum*. O composto também é ativo contra o ácaro *Sarcoptes scabiei* e o piolho *Haematopinus suis* em suínos e em larvas dos dípteros *Gasterophilus nasalis* e *G. intestinalis* (DRUMMOND, 1985). Apresenta eficácia contra estágios imaturos de diversos dípteros, entre eles a mosca do chifre, *Haematobia irritans* (MILLER, *et al.*, 1981), e mosca da face, *Musca autumnalis* (MEYER *et al.*, 1981) criadas em fezes.

STRONG *et al.*, (1996) trabalhando com a colonização de fezes de animais tratados com ivermectina após administração de bolus por via oral, não observaram desenvolvimento de larvas de dípteros. O uso de bolus permite medir uma certa quantidade de drogas a ser liberada diretamente no retículo por um longo período de tempo. Isso permite uma redução no custo de tratamento pelos criadores e o stress de manuseio. Entretanto, para todas as classes de endoparasiticida, uma proporção da droga administrada é excretada pelas fezes e urina, freqüentemente, na forma não metabolizada (STRONG & WALL, 1990). Tem sido expressado por muitos autores o impacto destes endoparasiticidas sobre a comunidade de artrópodes das fezes e seu potencial efeito sobre a degradação e reciclagem de nutrientes. (HERD, *et al.*, 1993).

O efeito da dieta sobre o perfil de excreção de ivermectina nas fezes de bovinos foi estudada por COOK *et al.* (1995), eles observaram que animais alimentados com grãos

apresentaram níveis mais altos de ivermectina excretadas nas fezes em comparação com animais tratados em regime de pasto. De acordo com TAYLOR *et al.* (1992), os grãos permanecem por mais tempo no trato gastrointestinal em relação ao capim, o que resulta numa maior absorção de parasiticida.

Estudos também têm demonstrado que as avermectinas podem interferir com a reprodução de certos artrópodes de interesse veterinário em sistemas de produção animal. A redução na fecundidade foi reportada em carrapatos (DRUMMOND, 1985); ácaros (GUILLOT & WRIGHT, 1984) e moscas tsé-tsé, *Glossina morsitans* (LANGLEY & ROE, 1984), quando estes ectoparasitos foram alimentadas em gado tratado com avermectina. Pelo excelente espectro de ação contra várias espécies de nematóides e artrópodes, as avermectinas são classificadas agora como endectocidas (MCKELLAR & BENCHAOUI, 1996).

2.3.1. Ivermectina

O 22, 23-dihydro-avermectin B₁, ou ivermectina, foi a primeira avermectina comercializada (EGERTON, 1980), sendo liberada para uso em animais em 1981. Apresenta largo espectro de ação, boa margem de segurança e potência comprovada numa grande variedade de nematóides e artrópodes em animais de produção (CAMPBELL *et al.*, 1983).

2.3.2. Abamectina

A abamectina, comumente chamada de avermectina B₁, é um produto natural obtido da fermentação de *S. avermitilis*, apresentando grande espectro de ação contra

nematóides, ácaros e insetos, contudo, tem se mostrado mais ativa contra nematóides do que a ivermectina (EGERTON *et al.*, 1979).

2.3.3. Doramectina

É uma avermectina única produzida pela fermentação de uma nova cepa de *Streptomyces avermitilis*. A doramectina possui um perfil farmacocinético prolongado e alta potência contra nematódeos e artrópodes. Seu nome químico é 25-cyclohexyl-5-0 demethyl-25-de (1-methyl-propyl) avermectina A1a, sendo geralmente descrita como 25-cyclohexyl avermectina B1.

2.3.4. Eprinomectina

No esforço de se encontrar um membro da classe das avermectinas que pudesse ser utilizado em todo o gado e em vários estágios de produção, foi sintetizada e analisada uma grande variedade de análogos até que se encontrasse um que tivesse maior eficácia e segurança. Vários análogos foram utilizados em ovelhas, testando-se a eficácia contra uma variedade de parasitas nematóides; e em vacas leiteiras, analisando-se os resíduos que estes endectocidas deixavam no leite (SHOOP *et al.*, 1996a). Os análogos com altos índices terapêuticos e pequenas quantidades de resíduos no leite foram submetidos a uma bateria de testes em bovinos, destes testes, o 4"- epi-acetylamino-4"-deoxy-avermectin B₁. foi selecionado por ser o primeiro endectocida tópico desenvolvido para todo o gado, incluindo as vacas lactantes. Foi subseqüentemente designado de MK-397, recebendo o nome genérico de eprinomectina (SHOOP *et al.*, 1996b).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Local de experimentação.

O experimento foi realizado na fazenda Noruega, Seropédica, RJ onde criam-se bovinos da raça nelore de maneira extensiva, apresentando taxa de lotação de 3 bovinos/hectare, cuja pastagem predominante era composta por capim *Brachiaria decumbens*.

3.2. Endectoparasiticidas utilizados.

Para este estudo foram utilizados quatro avermectinas: eprinomectina (Eprinex®) - (tratamento T1) na dosagem de 500 µg/Kg, aplicado topicamente sobre o dorso do animal, em uma faixa estreita entre a cernelha e a inserção da cauda; abamectina (Cyclomec®) - (tratamento T2); ivermectina (Ivomec®) - (tratamento T3) e doramectina (Dectomax®) - (tratamento T4) nas dosagens de 200 µg/Kg em injeções subcutâneas.

3.3. Colonização de dípteros

3.3.1. Colonização de *Musca domestica*.

Exemplares de *M. domestica* foram criadas no Laboratório de Entomologia do Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), Seropédica, RJ. Para o estabelecimento da colônia em laboratório, os adultos foram capturados no setor de suinocultura da UFRRJ, com o auxílio de rede entomológica. Estes dípteros foram acondicionados em gaiolas de madeira (30x30x30cm) revestidas por tela de náilon e então levados ao laboratório. A alimentação era realizada diariamente, oferecendo-se leite em pó e açúcar na proporção de 1:1 colocado no interior da gaiola, e algodão embebido em água que foi colocado na parte superior da gaiola e coberto com uma placa de Petri. Utilizou-se como substrato de oviposição, uma mistura de farinha de carne e farelo de trigo umedecidas na proporção de 1:1 que era oferecida em uma placa de Petri e introduzido no interior da gaiola. Os ovos contidos neste meio foram introduzidos em recipiente de vidro contendo o mesmo substrato utilizado para oviposição, que serviu de dieta básica para o desenvolvimento larval. Após o desenvolvimento larval, as pupas foram retiradas com auxílio de uma pinça e introduzidas em gaiolas de madeira telada, como citadas anteriormente, onde esperou-se a emergência dos adultos.

As larvas de 1º instar utilizadas para inoculação nas dietas a serem testadas no experimento, eram provenientes de colônias estoques de 28 geração em laboratório.

3.3.2. Colonização de *Stomoxys calcitrans*.

As moscas foram criadas no Laboratório de Entomologia do Instituto de Biologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. Para o estabelecimento da colônia de *S. calcitrans* em laboratório, os adultos foram capturados na Estação para Pesquisas Parasitológicas W. O. Neitz, no *Campus* da UFRRJ com o auxílio de rede entomológica, utilizando-se um bovino como isca. Estes dípteros foram acondicionados em gaiolas de madeira (30x30x30cm) revestidas por tela de náilon e então levados ao laboratório. A alimentação era realizada diariamente, oferecendo-se gaze embebida com sangue citratado de bovino, colocado na parte superior da gaiola e coberta com placa de Petri. Após a alimentação, as moscas utilizavam-se deste mesmo substrato para realizarem a oviposição. Os ovos retirados das gazes foram introduzidos em recipiente de vidro contendo dieta básica para o desenvolvimento larval, que consistia de cana-de-açúcar moída (66%), farelo de trigo (25%), farinha de carne (8%), bicarbonato de sódio (1%), como preconizado por CHRISTMAS (1970), umedecido com água na proporção de um litro para cada quilo de mistura. Após o desenvolvimento larval, as pupas foram retiradas com auxílio de pinça entomológica e introduzidas em gaiolas de madeira telada como citada anteriormente, onde esperou-se a emergência dos adultos.

3.4. Procedimento experimental.

3.4.1. Campo

Foram utilizados 15 bovinos da raça nelore, apresentando massa corporal média de 183,33Kg, e divididos randomicamente em cinco lotes, contendo três animais cada. No primeiro lote, aplicou-se a eprinomectina (tratamento T1); no segundo, abamectina (tratamento T2); no terceiro, ivermectina (tratamento T3); no quarto, doramectina (tratamento T4); e o quinto foi o tratamento controle (tratamento T5). Foram coletadas fezes diretamente da ampola retal dos bovinos nos dias 1, 7, 14, 21 e 28 após tratamento, para tal, os bovinos eram contidos em brete de contenção, onde eram realizadas as retiradas das fezes e colocadas em sacolas plásticas devidamente identificadas. As fezes de cada lote foram homogeneizadas e levadas ao laboratório.

3.4.2. Laboratório

Utilizou-se o mesmo procedimento experimental para as duas espécies de dípteros.

No laboratório, as fezes de cada lote foram misturadas, na proporção de 1:1 com o meio larval referente a cada espécie de díptero, como descrito anteriormente. Foram realizados cinco tratamentos com quatro repetições para cada espécie. Os tratamentos foram:

TI – Fezes de animais tratados com 500 µg/Kg de eprinomectina + dieta básica.

T2 – Fezes de animais tratados com 200 µg/Kg de abamectina + dieta básica.

T3 – Fezes de animais tratados com 200 µg/Kg de ivermectina + dieta básica.

T4 – Fezes de animais tratados com 200 µg/Kg de doramectina + dieta básica.

T5 – Fezes de animais não tratados + dieta básica.

Utilizou-se 50g de fezes em cada repetição, e estas foram colocadas em frascos pequenos de vidro (5cm de diâmetro x 7cm de altura) onde então foram inoculadas 25 larvas de 1º instar. Este frasco foi fechado com tecido de algodão, vedado com liga de borracha e colocado em um frasco maior (10 cm de diâmetro x 9,5 de altura) contendo em seu interior vermiculita umedecida, que também foi fechado com tecido de algodão e vedado com liga de borracha e colocado no interior de uma câmara climatizada a 27°C , 60+10% UR e 12 horas de fotofase. As pupas daí oriundas foram pesadas e colocadas individualmente em tubos de ensaio devidamente rotulados onde aguardou-se a emergência dos adultos que foram sexados e contados.

3.5. Delineamento estatístico.

Os resultados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo método de Tukey-Kramer ao nível de 5% de significância ($\alpha=0,05$).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. *Musca domestica*

4.1.1 Estágio larval

A duração do estágio larval de *M. domestica*, criada em fezes de bovinos tratados com eprinomectina, abamectina, ivermectina, doramectina e um não tratado, em diferentes dias após aplicação (1º, 7º, 14º, 21º e 28º dias), estão representados na tabela 1.

Comparando-se os diferentes tratamentos com os diferentes dias após aplicação, observou-se um aumento da duração do estágio larval no meio de criação, após 21 dias da aplicação das avermectinas, sendo estas médias menores do que as encontradas por NUNES *et al.* (1991a), onde obtiveram uma média de 6,79 dias utilizando fezes de bovinos recém emitidas. Entretanto, houve equivalência quando comparado com fezes de eqüinos, onde NUNES *et al.* (1991b) obtiveram uma média de 4,80 dias. ABDEL GAWAAD & ELGAYER (1972) demonstraram que em fezes de eqüinos o desenvolvimento larval foi mais rápido do que em fezes de bovinos e lixo urbano. O resultado encontrado no presente trabalho, sugere que a diminuição do período larval esteja relacionado à adição de dieta básica para criação de *M. domestica* nas fezes, o que corrobora com MACEDO *et al.* (2000a), onde trabalhando com diferentes proporções de fezes bovinas, obtiveram uma

média de 4,16 dias no tratamento com 50% de fezes de bovinos e 50% de dieta básica, e 7,09 dias no tratamento com 100% de fezes de bovinos.

Não houve influência significativa das variáveis analisadas pelo teste de Tukey-Kramer sobre a viabilidade larval de *M. domestica* (tabela 2). A maior viabilidade média encontrada no presente trabalho foi de 98,00% para o tratamento T2 no 14º dia e T1 no 7º dia após aplicação, sendo maior do que a encontrada por NUNES *et al.* (1991a) que foi de 73,34%. Este resultado sugere não ter havido influência das avermectinas sobre este parâmetro. SCOTT *et al.* (1991), detectaram altos níveis de resistência à abamectina em *M. domestica* coletadas a campo, sugerindo que a resistência pode se desenvolver rapidamente se a abamectina for introduzida para o controle desta espécie.

4.1.2. Estágio pupal

Entre todos os tratamentos, não houve diferença significativa no tempo de duração do estágio pupal (tabela 3). Em relação ao sétimo dia após aplicação, houve uma diminuição apontada como estatisticamente significativa, porém, não se mostrou biologicamente expressiva, já que o tempo de duração do grupo testemunha também foi menor. O maior período de duração do estágio pupal no presente trabalho foi de 5,84 dias ocorrido no tratamento T4 no 14º dia após a aplicação, corroborando com os resultados observados por NUNES *et al.* (1991a) que em fezes recém emitidas de bovino, observaram uma média de 5,16 dias. LYSYK & AXTELL (1987) também obtiveram resultados semelhantes com uma média de 5,2 dias à uma temperatura de 35°C. Estes autores também

mostraram que o tempo de duração do estágio pupal é inversamente proporcional à temperatura do ambiente de criação.

Não houve diferença significativa em relação à viabilidade pupal entre as médias observadas nos tratamentos e os dias de aplicação (tabela 4). A maior porcentagem observada no presente trabalho foi de 100% para o tratamento T3 no 14º dia após aplicação, enquanto que NUNES *et al.*(1991a) obtiveram uma porcentagem de 76,52% para moscas domésticas criadas em fezes de bovino.

A massa corporal média de pupas de *Musca domestica*, encontra-se na tabela 7. Comparando-se os diferentes tratamentos e os dias após aplicação, não se observou diferenças biologicamente expressivas. A maior média se focalizou no tratamento T4, no primeiro dia após aplicação, que foi de 23,41mg. NUNES *et al.* (1991a), em seu trabalho, obtiveram uma massa corporal média de 8,97mg em pupas obtidas de fezes de bovino recém emitidas. Esses resultados corroboram com os encontrados por MACEDO *et al.* (2000a), que trabalhando com diferentes proporções de fezes bovinas, obtiveram uma média de 20,24mg no tratamento onde utilizou-se 50% de fezes de bovinos e 50% de dieta básica, e 12,00mg no tratamento com 100% de fezes de bovinos.

D' AMATO *et al.* (1980) observaram que as fezes de bovinos alimentados com dieta constituída pela consorciação de feno de alfafa e até de 40% de gramíneas, produziram pupas de *Musca autumnalis* mais pesadas do que as fezes daqueles animais alimentados com dieta contendo quantidades maiores de gramíneas. MEYER *et al.* (1978), recuperaram pupas de mosca doméstica em fezes de bovinos apenas quando os animais

eram alimentados exclusivamente com ração. Contudo, AMANO (1985) observou que fezes frescas de bovinos alimentados, exclusivamente, com gramíneas, mostraram-se adequadas como substrato de criação de mosca doméstica. No presente trabalho, as fezes foram oriundas de bovinos em regime de pasto, alimentados basicamente com gramíneas.

4.1.3. Estágio de neo-larva a adulto.

A duração do estágio de neo-larva a adulto está apresentada na tabela 5. As menores médias estão relacionadas ao sétimo dia após aplicação referente a todos os tratamentos. Houve diferença significativa entre os parâmetros analisados, sendo que houve uma diminuição na duração do estágio de neo-larva a adulto no 7º dia após aplicação das avermectinas para todos os tratamentos analisados. A maior média observada no presente trabalho foi de 10,82 dias para o tratamento T1 no primeiro dia após aplicação. MACEDO *et al.* (2000a) obtiveram uma média de 8,50 dias para o tratamento onde utilizou-se uma mistura de 50% de dieta básica para criação de mosca doméstica e 50% de fezes de bovino, e 13,00 dias para o tratamento com 100% de fezes de bovino. NUNES *et al.* (1991a) obtiveram uma média de 11,60 dias, para moscas domésticas criadas em fezes de bovinos recém emitidas, sendo mais longo do que em fezes de suínos.

Os dias de coleta de fezes da ampola retal dos bovinos após aplicação das diferentes avermectinas e os diferentes tratamentos realizados, não influenciaram sobre a viabilidade de neo-larva a adulto (tabela 6). A menor porcentagem observada no presente trabalho foi de 72,00% para o tratamento T2 no primeiro dia após aplicação. Este resultado se mostra superior

á maior porcentagem encontrada por NUNES *et al.* (1991a), trabalhando com fezes de bovinos recém emitidas, que foi de 56,62%. MACEDO *et al.* (2000a) não encontraram diferenças na viabilidade de neo-larva a adulto tanto em moscas criadas em meio contendo 100% de fezes de bovinos, quanto naquelas criadas em fezes de bovinos mais dieta básica na proporção de 1:1, sendo a viabilidade encontrada em torno de 95%. Estes resultados mostram não ter havido influência das diferentes avermectinas sobre a viabilidade de neo-larva a adulto, pois não houve diferença entre os tratamentos com avermectina e o grupo testemunha, o que difere de MILLER *et al.* (1981), quando em seu trabalho sobre a influência da ivermectina sobre *Haematobia irritans*, *Vtomarys calcitrans*, *M. autumnalis* e *M. domestica*, observaram uma taxa de mortalidade de 100% de mosca doméstica em fezes de animais tratados, no sétimo dia após tratamento. Os resultados aqui obtidos mostram que as moscas domésticas utilizadas no presente trabalho podem ser provenientes de uma população resistente às avermectinas e que pela pressão de seleção realizada através do uso desordenado destas substâncias levou ao surgimento destas cepas. SCOTT & GEORGHIOU (1986) notificaram o primeiro caso de resistência cruzada à abamectina em cepas de *M. domestica* resistentes aos piretróides. Esta cepa foi selecionada pelo uso da permetrina (SCOTT & GEORGHIOU, 1985), sendo altamente resistente aos inseticidas piretróides pelo aumento da desintoxicação metabólica mediada pelo citocromo microssomal P-450 monoxigenase (WHEELOCK & SCOTT, 1990) e diminuição da penetração cuticular (SCOTT & GEORGHIOU, 1985). A resistência cruzada tem sido mostrada em cepas coletadas a campo em fazendas em Nova York utilizando uma variedade de métodos de bioensaio (GEDEN *et al.*, 1990; GEDEN *et al.*, 1992; SCOTT & GEORGHIOU, 1985). Estes resultados sugerem que a resistência pode desenvolver rapidamente se a avermectina for introduzida para o controle da mosca doméstica.

4.1.4. Razão sexual

Não houve diferença significativa na razão sexual de *M. domestica* criada em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas (Tabela 8). WILKES *et al.* (1948), observaram que a média da razão sexual de moscas domésticas, criadas por 40 gerações, representando acima de 10.000 indivíduos, foi de $50,0 \pm 5,0$. Em pequenas amostras, a razão sexual variou de um mínimo de 40% e um máximo de 60% de fêmeas.

4.1.5. Ritmo de pupação

O pico de pupação de *M. domestica* criadas em fezes de bovinos tratadas com diferentes avermectinas ocorreu no quarto dia após a inoculação das neo-larvas nos substratos (figura 1). Houve uma tendência à distribuição normal no ritmo de pupação, não havendo diferenças entre os tratamentos.

4.1.6. Ritmo de emergência

O ritmo de emergência de machos e fêmeas de *M. domestica* nos tratamentos onde utilizou-se diferentes avermectinas, se encontra apresentado na figura 2, mostrando que houve uma tendência à distribuição normal. Ao observar a figura, nota-se que os machos tenderam a emergir antes das fêmeas, o que corrobora com WILKES *et al.* (1948), que estudando a biologia e a produção em alta escala de mosca doméstica, constatou que os machos normalmente emergem antes das fêmeas.

4.2. *Stomoxys calcitrans*

4.2.1. Estágio larval

A duração do estágio larval de *S. calcitrans*, criada em fezes de bovinos tratados com eprinomectina, abamectina, ivermectina, doramectina e um grupo testemunha, em diferentes dias após aplicação (1°, 7°, 14°, 21° e 28° dias), estão apresentados na tabela 9. A interação dos parâmetros analisados, apesar de terem sido significativamente diferentes, não se mostrou biologicamente expressiva. A duração do estágio larval foi menor no 21° dia após aplicação para todos os tratamentos. Este resultado corrobora com MACEDO *et al.* (2000b) que, trabalhando com diferentes proporções de fezes bovinas, obtiveram uma duração média de 7,94 dias para o tratamento com 50% de fezes bovinas + 50% de dieta básica enquanto que em 100% de fezes bovinas obtiveram uma média de 13,41 dias.

Houve diferença significativa na viabilidade larval de *S. calcitrans* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas (tabela 10). Nota-se que a viabilidade larval decresce do primeiro ao 14° dia após aplicação, aumentando a partir do 21° dia. O menor resultado encontra-se no sétimo dia em relação ao tratamento T4, que apresentou uma porcentagem de 23% e o maior é referente ao testemunho no 21° dia, que foi de 94%. Estas diferenças mostram que pode ter havido influência das avermectinas sobre a viabilidade larval deste díptero. Os resultados do presente trabalho diferem dos de MILLER *et al.* (1981), quando utilizaram doses diárias de 10µg/Kg de peso vivo de ivermectina e observaram o desenvolvimento de *g. calcitrans*. Não houve inibição na primeira semana de tratamento, ocorrendo esta ao nível de 39% na segunda semana, atingindo a totalidade

somente na terceira semana de aplicações. Em outro teste em que os mesmos autores utilizaram fezes de animais tratados, misturadas às fezes de animais não tratados, para obter as dosagens de 25, 20, 10, 5, 1, 0,5 e 0,25 μ g/Kg de peso vivo por dia, os resultados mostraram que a concentração de 20 μ g/Kg de peso vivo por dia, foi a dosagem mínima para o controle de *S. calcitrans* e que doses de 0,5 μ g/Kg de peso vivo por dia, proporcionaram o controle de *H. irritans*. Já KRÜGER & SCHOLTZ (1994), trabalhando com o efeito da ivermectina sobre o desenvolvimento e reprodução de Mosca (Diptera: Muscidae) vetor da *Parafilaria bovicola* no sul da África, observaram que não houve desenvolvimento de larvas em fezes de animais tratados por quatro semanas e houve redução no desenvolvimento por até sete semanas após o tratamento. Assim como STRONG *et al.* (1996), trabalhando com o efeito da excreção de ivermectina e fenbendazole nas fezes sobre a colonização de insetos após administração de bolus via oral, observaram que fezes de animais tratados com ivermectina não continham larvas de dípteros e poucas larvas de Scarabaeidae foram encontradas. A viabilidade do presente trabalho é maior comparando-se com os dos autores relacionados, visto que eles utilizaram em seus experimentos uma dieta composta de 100% de fezes de bovinos contra 50% de fezes + 50% de dieta básica em nosso experimento. Para se chegar a esta porcentagem, foram feitos ensaios preliminares para obtenção da proporção ideal para a criação de *S. calcitrans*, visto que em fezes puras não se obtinha uma viabilidade alta, ficando em 36% para o tratamento com 100% de fezes bovinas, enquanto que o tratamento com 50% de fezes + 50% de dieta básica, obteve 80% de viabilidade (MACEDO *et al.*, 2000b).

4.2.2. Estágio pupal

Houve diferença significativa na duração do estágio pupal de *S. calcitrans* (tabela 11). Notou-se um decréscimo à medida em que em que aumentavam os dias após aplicação, mas este resultado não pode ser analisado como sendo biologicamente expressivo, visto que ocorreu o mesmo em relação ao grupo controle.

Assim como na viabilidade larval, a viabilidade pupal também apresentou uma diminuição em relação às suas médias, no que diz respeito ao 14º dia após aplicação (tabela 12). As menores porcentagens observadas foram de 22,91% e 25,62% referentes aos tratamentos T3 e T4 respectivamente, e a maior foi de 86,30% referente ao grupo testemunho no sétimo dia após aplicação. Estes resultados mostram que pode ter havido influência das diferentes avermectinas sobre o fator viabilidade e corroboram com MORAES (1989), que trabalhando com várias dietas para criação de *S. calcitrans*, obteve uma média de 80% de viabilidade pupal em moscas criadas em fezes de bovino misturadas com a dieta básica preconizada por CHRISTMAS (1970) na proporção de 1:1. Já KRÜGER SCHOLTZ (1994), trabalhando com o efeito da ivermectina sobre o desenvolvimento e reprodução de *Musca nevillei* (Diptera: Muscidae) vetor da *Parafilaria bovicola* no sul da África, observaram que não houve diferença significativa entre o número de pupas que se desenvolveram de fezes de animais tratados e o controle, exceto após seis semanas depois do tratamento. A massa corporal média de pupas se encontra na tabela 15, sendo que esta apresentou-se diretamente proporcional à duração do estágio pupal. Nos tratamentos onde se observou uma menor duração do estágio pupal, também se observou uma diminuição na massa pupal.

4.2.3. Estágio de neo-larva a adulto

A duração do estágio de neo-larva a adultos de *S. calcitrans*, apresentada na tabela 13, mostra que houve diferença significativa entre os fatores analisados. Observa-se um decréscimo à medida em que os dias se distanciavam do dia da aplicação, sendo que as menores médias são observadas no 21º dia. Este resultado não se torna biologicamente expressivo, já que também houve um decréscimo no grupo testemunha.

Considerando-se a viabilidade de neo-larva a adulto de *S. calcitrans* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, observou-se um decréscimo no 14º dia após aplicação e um aumento no 21º dia após aplicação (tabela 14). Estas diferenças mostram que pode ter havido influência das avermectinas sobre a viabilidade de neo-larva a adulto deste díptero. Em relação ao 21º dia, os resultados corroboram com os de MORAES (1989), que trabalhando com várias dietas para criação de *S. calcitrans*, obteve 70% de viabilidade de neo-larva a adulto em moscas criadas em fezes de bovino misturadas com a dieta básica preconizada por CHRISTMAS (1970) para criação de *S. calcitrans* na proporção de 1:1. Os dados do presente trabalho diferem dos encontrados por SCHMIDT (1983) e MILLER *et al.* (1981), que utilizaram a dosagem de 200 µg/Kg de peso vivo de ivermectina impedindo a emergência de *H. irritans* até 28 dias após tratamento. Já PEDROSO-DE-PAIVA & MOYA BORJA (1994) utilizando diferentes doses de ivermectina em injeções subcutâneas, obtiveram 100% de inibição na formação de pupas e na emergência de *Sarcopromusca pruna*, nas fezes de bovinos tratados, coletadas às 24 horas e 8 dias após o tratamento. Já KROGER & SCHOLTZ (1994), trabalhando com o efeito da ivermectina sobre o desenvolvimento e reprodução de *Musca* (Diptera: Muscidae)

vetor da *Parafilaria bovicula* no sul da África, observaram que poucos adultos emergiram de fezes de animais tratados comparando-se com o controle. Assim também ANDRESS, *et al.* (2000), trabalhando com contagem de *H. irritans* sobre animais tratados com doramectina pour-on observaram que o número de moscas contadas em animais tratados foi significativamente menor do que o de animais do grupo controle, mantendo-se esta contagem por até 11 semanas após o tratamento.

4.2.4. Razão sexual

Não houve desvio da razão sexual de *S. calcitrans* criada em fezes de bovinos tratadas com diferentes avermectinas (Tabela 16). WILKES *et al.* (1948) observaram que a média da razão sexual de moscas domésticas criadas por 40 gerações, representando acima de 10.000 indivíduos, foi de $50,0 \pm 5,0$. Em pequenas amostras, a razão sexual variou de um mínimo de 40 e um máximo de 60% de fêmeas.

4.2.5. Ritmo de pupação

O pico de pupação de *S. calcitrans* criadas em fezes de bovinos tratadas com diferentes avermectinas ocorreu no oitavo dia após a inoculação das neo-larvas nos substratos (figura 3). Houve uma tendência à distribuição normal no ritmo de pupação, não havendo diferenças entre os tratamentos.

4.2.6. Ritmo de emergência

O ritmo de emergência de machos e fêmeas de *S. calcitrans* nos tratamentos onde utilizou-se diferentes avermectinas, se encontra apresentado na figura 4, mostrando que houve uma tendência à distribuição normal. Ao observar a figura, observa-se que os machos tenderam a emergir antes das fêmeas, o que corrobora com WILKES *et al.* (1948), que estudando a biologia e a produção em alta escala de mosca doméstica, constatou que os machos normalmente emergem antes das fêmeas.

Tabela 1: Duração do estágio larval (dias) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias após aplicação	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	5,01a A ± 0,05	4,89a A ± 0,11	4,82a A ± 0,26	4,18a B ± 0,07	4,27a B ± 0,19
7° dia	4,13b A ± 0,10	4,03b A ± 0,06	4,07b A ± 0,08	4,08a A ± 0,12	4,01a A ± 0,02
14° dia	4,19b A ± 0,13	4,00b A ± 0,00	4,20b A ± 0,08	4,30a A ± 0,29	4,23aA ± 0,11
21° dia	4,88a A ± 0,48	4,79a A ± 0,27	4,92a A ± 0,18	4,89b A ± 0,16	4,99b A ± 0,22
28° dia	3,94b A ± 0,10	4,16b A ± 0,44	4,20b A ± 0,07	4,16a A ± 0,12	4,04a A ± 0,13

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de duração do estágio larval.

Tabela 2: Viabilidade larval (%) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina +dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	94,00a A ± 6,93	85,00a A ± 6,83	97,00a A ± 6,00	89,00a A ± 10,00	95,00a A ± 6,00
7° dia	98,00ab A ± 4,00	88,00a A ± 6,53	89,00a A ± 8,87	92,00a A ± 9,80	92,00a A ± 8,64
14° dia	97,00ab A ± 3,83	98,00ab A ± 4,00	82,00a A ± 28,00	95,00a A ± 3,83	95,00a A ± 3,83
21° dia	83,00ac A ± 5,03	84,00ac A ± 8,64	94,00a A ± 2,31	86,00a A ± 6,93	79,00a A ± 26,20
28° dia	91,00a A ± 8,87	92,00a A ± 4,62	88,00a A ± 4,62	92,00a A ± 3,27	95,00a A ± 2,00

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de viabilidade larval.

Tabela 3: Duração do estágio pupal (dias) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina +dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	5,81a A ± 0,12	5,81a A ± 0,20	5,55a A ± 0,29	5,71a A ± 0,12	5,62a A ± 0,12
7° dia	5,09b A ± 0,09	5,05b A ± 0,06	5,16ab A ± 0,08	5,11b A ± 0,12	5,03b A ± 0,04
14° dia	5,62ac A ± 0,15	5,45ab A ± 0,19	5,80ac A ± 0,29	5,84a A ± 0,12	5,67a A ± 0,17
21° dia	5,55ac A ± 0,32	5,61a A ± 0,10	5,57a A ± 0,18	5,42bc A ± 0,17	5,68a A ± 0,25
28° dia	5,36bc A ± 0,14	5,53a A ± 0,34	5,33a A ± 0,18	5,57ac A ± 0,05	5,45a A ± 0,08

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de duração do estágio pupal.

Tabela 4: Viabilidade pupal (%) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina +dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	89,18a A ± 4,63	84,67ab A ± 4,37	87,59a A ± 6,91	88,48a A ± 8,68	96,68a A ± 2,16
7° dia	94,74a A ± 6,41	90,98a A ± 6,34	97,61a A ± 2,76	95,61a A ± 3,30	95,16a A ± 7,08
14° dia	99,00a A ± 2,00	95,00a A ± 3,83	100,00a A ± 0,00	94,56a A ± 6,52	94,83a A ± 3,89
21° dia	92,66a A ± 3,13	94,16a A ± 5,39	96,83a A ± 4,00	98,91a A ± 2,17	91,97a A ± 5,61
28° dia	95,43a A ± 3,73	95,69ac A ± 3,41	96,74a A ± 4,16	97,77a A ± 2,57	93,61a A ± 4,43

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de viabilidade pupal.

Tabela 5: Duração do estágio de neo-larva a adulto (dias) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina +dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	10,82a A ± 0,15	10,70a A ± 0,25	10,44a AC ± 0,33	9,88a BC ± 0,14	9,96a BC ± 0,18
7° dia	9,22b A ± 0,18	9,08bc A ± 0,12	9,28b A ± 0,21	9,19b A ± 0,13	9,05b A ± 0,04
14° dia	9,81bc A ± 0,27	9,45bce AB ± 0,19	10,00ac A ± 0,31	10,25ac AC ± 0,29	9,90a A ± 0,15
21° dia	10,43ad A ± 0,18	10,40a A ± 0,24	10,49a A ± 0,24	10,31bc A ± 0,10	10,67bc A ± 0,19
28° dia	9,35bde A ± 0,20	9,7bde A ± 0,22	9,53bc A + 0 18	9,73ad A ± 0,15	9,49bcd A ± 0,16

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de duração do estágio de neo-larva a adulto.

Tabela 6: Viabilidade de neo-larva a adulto (%) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	84,00a A ± 9,80	72,00ab A ± 7,30	82,00a A ± 2,31	79,00a A ± 13,22	89,00a A ± 6,00
7° dia	94,0a A ± 9,52	80,00a A ± 7,30	87,00a A ± 11,01	88,00a A ± 10,33	88,00a A ± 14,24
14° dia	96,00ab A ± 3,27	93,00ac A ± 2,00	82,00a A ± 28,00	91,00a A ± 8,87	90,00a A ± 2,31
21° dia	77,00ac A ± 6,83	79,00abd A ± 8,25	91,00a A ± 3,83	85,00a A ± 6,00	73,00a A ± 25,79
28° dia	88,00a A ± 10,33	89,00acd A ± 5,03	83,00a A ± 2,00	89,00a A ± 3,83	89,00a A ± 6,00

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de viabilidade de neo-larva a adulto.

Tabela 7: Massa corporal pupal (mg) de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	21,80a AB ± 0,31	22,96a A ± 0,89	22,28a A ± 0,20	23,41a AC ± 0,32	22,55a A ± 0,92
7° dia	21,71a A ± 0,31	20,94ac A ± 0,92	22,39a A ± 1,50	22,98a AB ± 1,40	20,31ac AC ± 1,31
14° dia	20,67ac A ± 0,39	20,01bc A ± 0,41	21,27a A ± 0,76	22,59ac B ± 0,47	21,48ac AB ± 0,42
21° dia	20,00bc A ± 0,30	20,84bc A ± 1,29	20,95ac A ± 0,76	20,45b A ± 0,48	20,22ac A ± 1,45
28° dia	20,93ac A ± 0,30	21,43ac A ± 0,93	19,32bc B ± 0,30	21,08bc A ± 0,36	19,40bc AB ± 1,09

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de massa corporal pupal.

Tabela 8: Razão sexual de *Musca domestica*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias após aplicação	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
1° dia	0,54a A ± 0,11	0,57a A ± 0,08	0,56a A ± 0,11	0,49a A ± 0,10	0,56a A ± 0,01
7° dia	0,54a A ± 0,11	0,54a A ± 0,09	0,46a A ± 0,15	0,51a A ± 0,12	0,52a A ± 0,09
14° dia	0,48a A ± 0,10	0,53a A ± 0,14	0,51a A ± 0,07	0,49a A ± 0,11	0,44a A ± 0,15
21° dia	0,52a A ± 0,09	0,56a A ± 0,07	0,52a A ± 0,12	0,41a A ± 0,03	0,50a A ± 0,11
28° dia	0,44a A ± 0,14	0,42a A ± 0 04	0,55a A ± 0,10	0,43a A ± 0,06	0,48a A ± 0,06

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

Tabela 9: Duração do estágio larval (dias) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias após aplicação	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
1° dia	9,39a A ± 0,30	9,33a A ± 0,49	9,67a AB ± 0,57	9,18a A ± 0,07	8,54a AC ± 0,41
7° dia	8,11b A ± 0,18	8,25bc AC ± 0,19	8,14b AC ± 0,09	8,96a BC ± 0,77	7,97bc A ± 0,19
14° dia	8,48bd A ± 0,09	8,75ace A ± 0,29	8,71b A ± 0,20	8,92a A ± 0,79	8,47ac A ± 0,33
21° dia	7,02bc A ± 0,04	7,00bd A ± 0,00	7,04bc AC ± 0,03	7,11b BC ± 0,04	7,04bd AC ± 0,06
28° dia	8,85acd A ± 0,53	8,97ade A ± 0,25	8,27b A ± 0,34	8,99a A ± 0,56	8,44ac A ± 0,16

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de duração do estágio larval.

Tabela 10: Viabilidade larval (%) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	65,00a A ± 35,98	55,00a A ± 11,01	68,00a A ± 8,00	55,00a A ± 8,25	63,00a A ± 6,00
7° dia	61,00a A ± 14,38	33,00ac AC ± 8,87	60,00a ACE ± 11,78	23,00bc BCD ± 18,00	86,00b AE ± 11,55
14° dia	41,00ab A ± 11,49	35,00ace A ± 15,10	39,00bc A ± 6,00	34,00ac A ± 20,78	53,00a A ± 11,01
21° dia	92,00ac A ± 9,80	92,00bd A ± 3,27	93,00bd A ± 2,00	88,00bd A ± 8,00	94,00b A ± 5,16
28° dia	86,00ac A ± 8,33	77,00ad A ± 17 84	78 00ad A ± 14 79	71,00ad A ± 11,49	83,00b A ± 5,03

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média da viabilidade larval.

Tabela 11: Duração do estágio pupal (dias) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina +dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	7,11a A ± 0,18	7,27a A ± 0,38	7,14a A ± 0,20	7,35a A ± 0,03	7,16a A ± 0,37
7° dia	6,06bc A ± 0,29	4,37a A ± 2,93	6,09a A ± 0,02	6,25bc A ± 0,50	6,22ac A ± 0,25
14° dia	6,87ac A ± 0,76	6,87a A ± 0,16	4,77a A ± 3,26	6,75ac A ± 0,96	6,05bc A ± 0,15
21° dia	5,91bcd A ± 0,08	5,85a A ± 0,12	6,24a BC ± 0,06	6,18bce BC ± 0,08	6,10bc AC ± 0,20
28° dia	5,73bcd A ± 0,22	5,70a A ± 0,22	5,84a A ± 0,31	5,66bcde A ± 0,11	5,36bc A ± 0,92

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de duração do estágio pupal.

Tabela 12: Viabilidade pupal (%) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	66,86a A ± 35,75	66,71a A ± 25,18	82,81a A ± 17,01	60,83a A ± 25,76	77,04a A ± 17,01
7° dia	61,79a A ± 15,84	45,34a A ± 38,37	72,57ac A ± 4,06	64,58a A ± 23,94	86,30a A ± 4,06
14° dia	36,78b A ± 15,49	46,25a A ± 11,42	22,91bd AB ± 7,14	25,62b AB ± 16,63	65,10a AC ± 7,14
21° dia	75,59a A ± 13,79	84,62a A ± 8,16	77,54ac A ± 18,63	65,38a A ± 10,72	59,06a A ± 18,63
28° dia	31,07b A ± 15,28	38,29a A ± 14 02	44,48bcd A ± 9 85	25,52b A ± 8,44	17,83b A ± 9,85

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de viabilidade pupal.

Tabela 13: Duração do estágio de neo-larva a adulto (dias) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	16,52a A ± 0,35	16,60a A ± 0,24	16,80a A ± 0,58	16,53a A ± 0,10	15,52a B ± 0,24
7° dia	14,17bf A ± 0,12	12,63bc A ± 3,09	14,23ac A ± 0,10	15,30ad A ± 1,20	14,18b A ± 0,35
14° dia	15,65c A ± 0,57	15,62ac A ± 0,38	13,47bc A ± 3,25	15,66ae A ± 0,23	14,38b A ± 0,19
21° dia	12,88d A ± 0,08	12,85bc A ± 0,12	13,27bc B ± 0,05	13,29b B ± 0,07	13,14bcd B ± 0,18
28° dia	14,58ef A ± 0,32	14,67ac A ± 0,21	14,11ac A ± 0,07	14,60cde A ± 0,41	14,79bd A ± 0,84

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de duração do estágio de neo-larva a adulto.

Tabela 14: Viabilidade de neo-larva a adulto (%) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	37,00a A ± 27,40	37,00a A ± 18,87	56,00a A ± 5,66	34,00a A ± 15,49	48,00a A ± 8,64
7° dia	39,00a A ± 19,42	17,00a A ± 16,77	43,00ac A ± 7,57	14,00ac A ± 10,07	74,00ac A ± 8,33
14° dia	15,00ac A ± 6,83	16,00a A ± 7,30	9,00b A ± 6,83	8,00bc A ± 5,66	35,00ad A ± 10,52
21° dia	70,00ad A ± 16,81	77,00b A ± 11,49	72,00ac A ± 5,66	57,00bd A ± 6,00	56,00a A ± 19,60
28° dia	28,00ace A ± 16,97	28,00a A ± 5,66	36,00ad A ± 16,65	18,00ac A ± 6,93	15,00bd A ± 8,87

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de viabilidade de neo-larva a adulto.

Tabela 15: Massa corporal pupal (mg) de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	14,48a A ± 0,87	15,23a A ± 0,37	14,11a A ± 0,38	14,84a A ± 0,57	14,56a A ± 1,15
7° dia	14,58a A ± 1,12	13,60b A ± 0,34	15,48a A ± 1,16	13,93ab A ± 0,60	15,35a A ± 0,95
14° dia	14,81ac A ± 0,64	14,70a A ± 0,13	15,64a A ± 0,88	14,25ab A ± 0,90	14,21a A ± 0,48
21° dia	12,71bd A ± 0,71	12,19bc A ± 0,27	12,48ab A ± 0,91	14,49abc B ± 0,45	14,13a B ± 0,52
28° dia	12,98ad A ± 0,54	11,34bc AB ± 0,86	13,28ab AC ± 0,91	12,71bd A ± 1,14	12,14b A ± 0,53

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

* X representa a média de massa corporal pupal.

Tabela 16: Razão sexual de *Stomoxys calcitrans*, criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas sob condições laboratoriais em diferentes dias após aplicação.

Dias	Tratamentos				
	Eprinomectina + dieta básica (T1)	Abamectina + dieta básica (T2)	Ivermectina + dieta básica (T3)	Doramectina + dieta básica (T4)	Testemunho (T5)
	X* ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD	X ± SD
1° dia	0,48a A ± 0,10	0,61a A ± 0,13	0,48a A ± 0,18	0,55a A ± 0,17	0,64a A ± 0,18
7° dia	0,48a A ± 0,26	0,28a A ± 0,21	0,41a A ± 0,10	0,63a A ± 0,29	0,63a A ± 0,14
14° dia	0,75a A ± 0,21	0,56a A ± 0,19	0,50a A ± 0,41	0,56a A ± 0,51	0,40ac A ± 0,12
21° dia	0,52a A ± 0,14	0,44a A ± 0,11	0,48a A ± 0,03	0,47a A ± 0,15	0,51ac A ± 0,12
28° dia	0,47a A ± 0,18	0,52a A ± 0,12	0,53a A ± 0,16	0,54a A ± 0,34	0,26bc A ± 0,21

As médias seguidas pelas mesmas letras (minúsculas em relação aos dias de realização do experimento e maiúsculas em relação aos tratamentos), não diferem entre si pelo método de Tukey-Kramer de comparação múltipla a nível de 5% de significância.

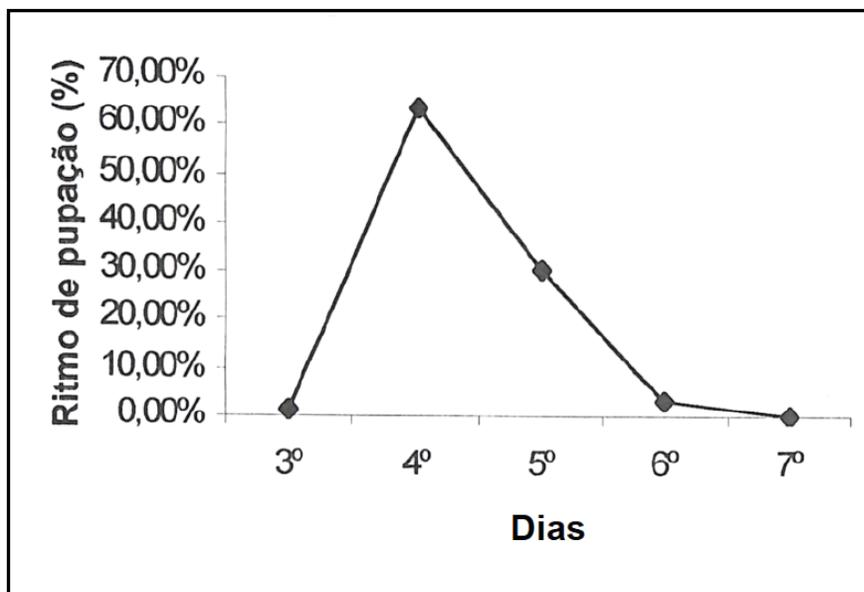


Figura 1: Ritmo de pupação de *Musca domestica* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais.

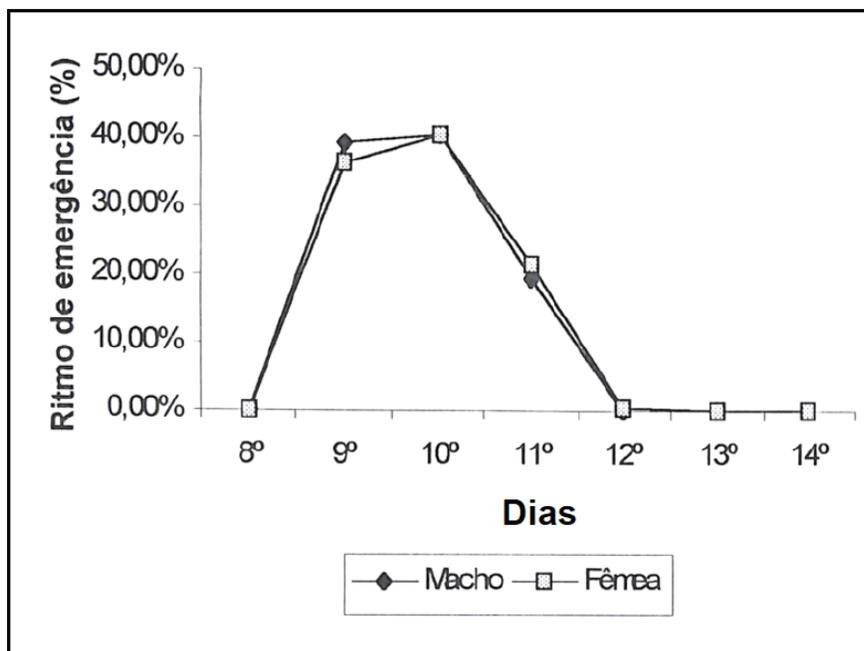


Figura 2: Ritmo de emergência de *Musca domestica* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais.

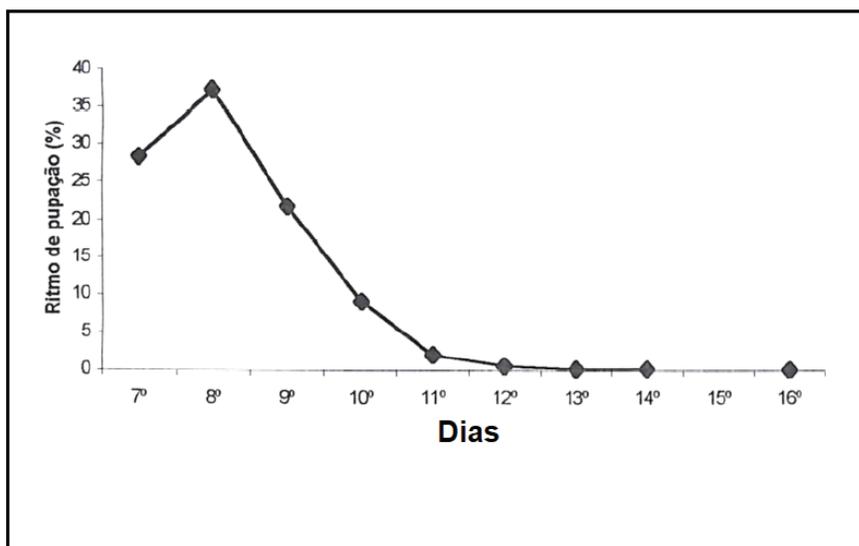


Figura 3: Ritmo de pupação de *Stomoxys calcitrans* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais.

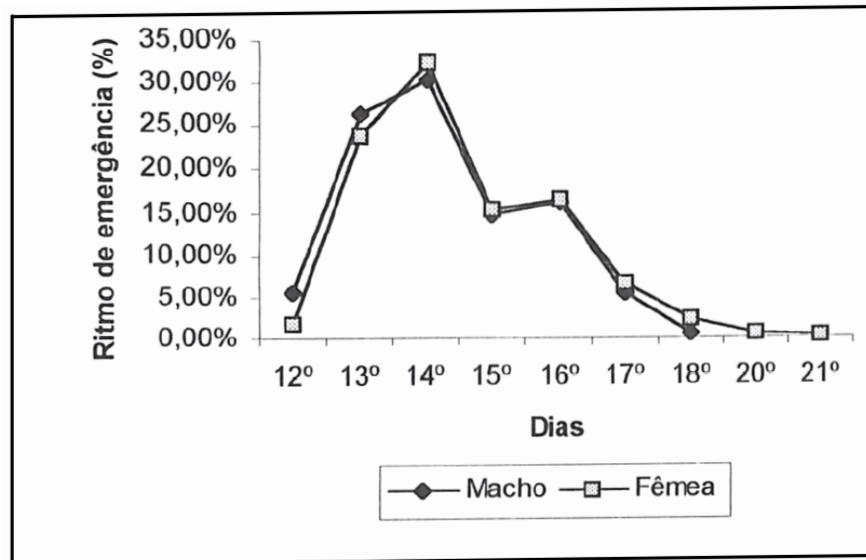


Figura 4: Ritmo de emergência de *Stomoxys calcitrans* criadas em fezes de bovinos tratados com diferentes avermectinas, sob condições laboratoriais.

5. CONCLUSÕES

Considerando-se os resultados obtidos no presente trabalho, pode-se concluir que:

1. Não foram observadas diferenças significativas entre os parâmetros biológicos analisados (duração do estágio larval, viabilidade larval, duração do estágio pupal, viabilidade pupal, massa corporal de pupas, duração do estágio de neo-larva a adulto, viabilidade de neo-larva a adulto, razão sexual), quando comparados os efeitos das avermectinas (eprinomectina, abamectina, ivermectina e doramectina) sobre *Musca domestica*, após diferentes dias pós-aplicação.
2. Foram observadas diferenças significativas entre os parâmetros biológicos analisados (viabilidade larval, viabilidade pupal, massa corporal de pupas, viabilidade de neo-larva a adulto), quando comparados os efeitos das avermectinas (eprinomectina, abamectina, ivermectina e doramectina) sobre *Stomoxys calcitrans*, após diferentes dias pós-aplicação.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRAFIA

- ABDEL GAWAAD, A. A. & ELGAYER, F. H. 1972. Experiments for serving the problem, of controlling house fly in Alexandria City. **Z. Angew. Ent.** 70(2): 203-208.
- ADEYEMI, O. & DIPEOLU, O. O. 1984. The numbers and varieties of bacteria carried by filth flies in sanitary and unsanitary city area. **Int. J. Zoonoses.** 11(2): 195-203.
- ALEIXO, R. C.; LIMA, S. L. & LOPES, A. G. 1984. Criação de mosca domestica para suplementação alimentar de rãs. **Universidade Federal de Viçosa, Conselho de Extensão. Informe Técnico.** N.º 40, 12p.
- AMANO, K. 1985. Breeding of the house fly (*M. domestica*, Diptera, Muscidae) in fresh dung of cattle fed on pasture grass. **Appl. Ent. Zoll.** 20(2): 143-150.
- ANDRESS, E. R.; DEROUEN, S. M. & FOIL, L. D. 2000. Efficacy of doramectin 0,5% w/v Pour-on for control of the horn fly, *Haematobia irritans*. **Vet. Parasitol.** 90: 327-331.
- BARBER, G. W. & STARNES, E. B. 1949. The activities of house flies. **J. N. Y. Entomol. Soc.** 52: 203-214.

- BARNARD, D. R. & GEDEN, C. J. 1993. Influence of larval density and temperature in poultry manure on development of the house fly (Diptera: Muscidae). **Environ. Entomol.** 22(5): 971-977.
- BERBERIAN, D. A. 1938. Successful transmission of cutaneous leishmaniasis by the bites of *Stomoxys calcitrans*. **Pro. Soc. Exp. Biol. Med.** 38:254-256.
- BISHOPP, F. C. 1913. The stable fly (*Stomoxys calcitrans*, L.) an important livestock pest. **J. Econ. Entomol.** 6(1): 112-113.
- BISHOPP, F. C. 1939. The stable fly: how to prevent its losses to livestock. **U. S. Dep. Agr. Farmers Bull.** 1097 (rev.) 18p.
- BLOOD, D. C. & RADOSTITS, O. M. 1989. **Clínica Veterinária. Guanabara Koogan.** 7ª edição, p. 618.
- BRAIN, C. K. 1912. *Stomoxys calcitrans* (Linn.). **Ann. Entomol. Soc. Amer.** 5(4): 421-432.
- BRAIN, C. K. 1913. *Stomoxys calcitrans* (Linn.). Part II. **Ann. Entomol. Soc. Amer.** 6(2): 197-202.
- BRUCE, W. N. & DECKER, G. G. 1951. Tabanid control on dairy and beef cattle with synergized pyrethrins. **J. Econ. Entomol.** 44(2): 154-159.
- BRUCE, W. N. & DECKER, G. G. 1958. Relationship of stable fly abundance to milk production in dairy cattle. **J. Econ. Entomol.** 51(3): 269-274.

- BRUES, T. 1913. The geographical distribution of stable fly, *Stomoxys calcitrans*. **J. Econ. Entomol.** 6: 459-477.
- BUCHAN, P. B. & SOHAL, R. S. 1981. Effect of temperature and different sex ratios on physical activity and life span in the adult housefly, *Musca domestica*. **Exp. Gerontol.** 16: 223-228.
- BUCHANAN, R. M. 1907. The carriage of infection by flies. **Lancet.** 2: 216-218.
- BURG, R. W.; MILLER, B. M.; BAKER, E. E.; BIMBAUM, J. & CURRIE, S. A. 1979. Avermectins, a new family of potent antihelminthic agents: Producing organism and fermentation. **Antimicrob. Agents Chemother.** 15: 361-367.
- CAMPBELL, J. B.; WHITE, R. G.; WRIGHT, J. E.; CROOKSHANK, P & CLANTON, D. C. 1977. Effects of stable flies on weight gain and feed efficiency of calves on growing or finishing rations. **J. Econ. Entomol.** 70(5): 592-594.
- CAMPBELL, W. C. 1981. An introduction to the avermectins. **New Z. Vet. J.** 29: 174-178.
- CAMPBELL, W. C.; FISHER, M. H.; STAPLEY, E. O.; ALBERS-SCHONBERG, G. & JACOB, T. A. 1983. Ivermectin: A potent new antiparasitic agent. **Science.** 221: 823-828.
- CASIDA, J. E.; NICHOLSON, R. A. & PALMER, C. J. 1988. Trioxabicyclooctanes as probes for the convulsant site of the GABA - gated chloride channel in mammals and arthropods. **In Neurotox 88: Molecular Basis of drug & Pesticide Action.** Ed. GG Lunt, pp. 125-144. Amsterdam: Elsevier Sci. 597 pp.

- CHAMBERLAIN, R. A.; FISK, F. W. & DOWDY, A. C. 1954. Some improvements in rearing stable flies. **J. Econ. Entomol.** 47(5): 940-941.
- CHAVES, L. E. L.; CASAGRANDE, M. V.; DIAS, F. H.; KOSSOY, A. & BERTI FILHO, E. 1987. Influência de diferentes dietas no desenvolvimento de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) em laboratório. **Revista de Agricultura.** 1(62): 101-113.
- CHEMICAL SPECIALTIES MANUFACTURERS ASSOCIATION. 1963. The Peet-grady method. *In* "**Blue Book Catalog (1963) of Soap and Chemical Specialties,**" pp. 229-231. of Soap and Chemical Specialties, New York.
- CHENG, C. T. 1986. General Parasitology. Second Edition. **Academic Press, Inc. Orlando, Florida.** 827p.
- CHENG, T. H. 1958. The effect of biting fly control on weight gain in bell cattle. **J. Econ. Entomol.** 51(3) 255-258.
- CHU, I-WU & AXTELL, R. C. 1971. Fine structure of the dorsal organ of the house fly larva (*Musca domestica* L.). **Z. Zellforsch. Mikrosk. Anat.** 117 17-34.
- CHRISTMAS, P. E. 1970. Laboratory rearing of biting fly *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). **N. Z. Entomol.** 4: 45-49.
- COMPAU, E. J.; BAKER, G. T. & MORRISON, F. D. 1953. Rearing the stable fly for laboratory tests. **J. Econ. Entomol.** 46: 524.

- COOK , F. D.; DADOUR, I. R. & ALI, D, N. 1995. Effect of diet on the excretion profile of ivermectin in cattle faeces. **Int. J. Parasitol.** 26(3): 291- 295.
- CUTKOMP, L. K. & HARVEY, A. L. 1958. The weight responses of beef cattle in relation to control of horn and stable flies. **J. Econ. Entomol.** 51(1): 72-75.
- D'AMATO, L. A.; KNAPP, F. W. & DAHLMAN, D. L. 1980. Survival of the face fly in feces from cattle fed alfafa hay or grain diets: Effect of fermentation and microbial changes. **Environ. Entomol.** 9: 557-560.
- DECKER, G. C. 1955. Fly control on livestock-does it pay? **Soap and Chem. Espec.** 31(6). 142-143.
- DOTY, A. E. 1937. Convenient method of rearing the stable fly. **J. Econ. Entomol.** 30: 367-369
- DRUMMOND, R. O. 1985. Effectiveness of ivermectin for control of arthropod pests of livestock. **Southwest. Entomol.** 7: 34-42.
- EAGLESON, C. 1943. Stablefly. In "Laboratory Procedures in Studies of the Chemical Control of Insects." Publ. N° 20, pp. 77-78. **Am. Assoc. Advance. Sci.**, Washington, D. C.
- EGERTON, J. R. 1980. 22, 23-dihydroavermctin B1, a new broad spectrum antiparasitic agent. **B. Vet. J.** 136: 88-97.

- EGERTON, J. R.; OSTLIND, D. A.; BLAIR, L. S.; EARY, C. H.; SUHAYDA, D; 1979. Avermectins, a new family of potent antihelminthic agents: Efficacy of the B1a component. **Antimicrob. Agents Chemother.** 15: 372-378.
- EWING, H. E. 1942. The relation of flies (*Musca domestica*, Linn.) to the transmission of bovine mastitis. **Amer. Jour. Veter. Res.** 3: 295-299.
- FEDDER, M. L. 1958. Razvedenie krovososuschchei mukhi zhigalki (*Stomoxys calcitrans* L.) v laboratornykh usloviyakh. **Med. Parazitol. 1 Parazitarn. Bolezni.** 27:733. [English translation of summary in **Biol. Abstr.** 45: 263-39].
- FISHER, M. H. & MROZIK, H. 1984. The avermectin family of macrolide-like antibiotics. *In* **Macrolide Antibiotics**, ed. S. Omura, pp. 553-606. New York: Academic.
- FLETCHER, M. G.; AXTELL, R. C. & STINNER, R. E. 1990. Longevity and fecundity of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) as a function of temperature. **J. Med. Entomol.** 27: 922-926.
- FOIL, L. D.; MEEK, C. L.; ADAMS, W. D. & ISSEL, E. J. 1983. Mechanical transmission of equine infections anemia virus deer flies (*Chrisops flavidus*) and stable flies (*Stomoxys calcitrans*). **Am. J. Vet. Res.** 44(1): 155-156.
- FREEBORN, S. B.; REGAN, W. M. & FOLGER, A. H. 1925. The relation of flies and fly sprays to milk production. **J. Econ. Entomol.** 18(6): 779-790.

- FRITZ, L. C.; WANG, C. C & GORIO, A. 1979. Avermectin Bia irreversibly blocks postsynaptic potentials at the lobster neuromuscular junction by reducing muscle membrane resistance. **Proc. Natl. Acad. Sci. USA.** 76: 2062-2066.
- GALUZO, I. G. & REMENTZOVA, M. M. 1956. Transmitters and reservoirs of the brucellosis infection in nature. [In Russian] **Entomol. Obozr.** 35: 560-569.
- GEDEN, C. J.; RUTZ, D. A.; SCOTT, J. G.& LONG S. J. 1992. Susceptibility of house flies (Diptera: Muscidae) and five pupal parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) to abamectin and seven commercial insecticides. **J. Econ. Entomol.** 85: 435- 440.
- GEDEN, C. J.; STEINKRAUS, D. C.; LONG S. J.; RUTZ, D. A. & SHOOP, W. L. 1990. Susceptibility of insecticide – susceptible and wild house flies (Diptera: Muscidae) to abamectin on whitewashed and unpaint wood. **J. Econ. Entomol.** 83: 1935-1939.
- GLASER, R. W. 1923. The effect of food on the longevity and reproduction in flies. **J. Exp. Zool.** 38: 383-412.
- GLASER, R. W. 1924. Rearing flies for experimental purposes with biological notes. **J. Econ. Entomol.** 17: 486-496.
- GLASER, R. W. 1927. Note on the continuous breeding of *Musca domestica*. **J. Econ. Entomol.** 20:432-433.
- GOODHUE, L. D. & CANTREL, K. E. 1958. The use of vermiculite in medium for stable fly larvae. **J. Econ. Entomol.** 51: 250.

- GRADY, A. G. 1928. Studies in breeding insects throughout the year for insecticide tests. **J. Econ. Entomol.** 21: 598-604.
- GRAHAM-SMITH, G. S. 1913. Flies in relation to disease. **Cambridge Univ. Pr.**
- GRANETT, P. & HANSENS, E. J. 1956. The effect of biting fly control on milk production. **J. Econ. Entomol.** 49: 465-467.
- GRANETT, P. & HANSENS, E. J. 1957. Further observation on the effect of biting fly control milk production on cattle. **J. Econ. Entomol.** 50(3): 332-336.
- GREENBERG, B. 1973. Flies and Disease. **New Jersey: Princeton University Press.** 2° vol.
- GUILLOT, F. S. & WRIGHT. 1984. Reduced fecundity of *Psoroptes ovis* (Hering) (Atari: Psoroptidae) on calves treated with ivermectin. **Bull. Entomol. Res.** 74: 657-662.
- GUIMARAES, J. H. 1983. Moscas - Biologia, ecologia e controle. **Agroquímica Ciba Geisy.** 21: 20-26.
- GUIMARAES, J. H. 1984. Mosca dos Estábulos. Uma importante praga do gado. **Agroquímica Ciba Geigy.** 23: 10-14.
- HANSENS, E. J. 1951. Stable fly and its effect on seashore recreational areas in New Jersey. **J. Econ. Entomol.** 44(4): 482-487.
- HARLEY, E. J. 1965. Seasonal abundance and diurnal variations in activity of some *Stomoxys* and *Tabanidae* in Uganda. **Bull. Entomol. Res.** 56(2): 319-332.

- HARRIS, R. L.; FRASER, E. D.; GROSSMAN, P. D. & GRAHAM, O. H. 1966. Mating habits of the stable fly. **J. Econ. Entomol.** 59(3): 634-636.
- HAWKINS, J. A. ADAMS, W. V.; COOK, L.; WILSON, B. N. & RUTH, E. E. 1973. Role of horse fly (*Tabanus fuscicostatus*) and (*Stomoxys calcitrans*) in transmission of equine infectious anemia virus to ponies in Louisiana. **Am. J. Vet. Res.** 24: 1583-1586.
- HERD, R. P.; STRONG, L. & WARDHAUGH, K. H. 1993. Environmental impact of avermectin usage in livestock. **Vet. Parasitol.** 48. Pp 343.
- HERRERO, M. V.; MONTES, L.; SANABRIA, C.; SANCFIES, A. & HERNANDEZ, R. 1989. Estudio inicial sobre la mosca de los establos *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) en la region del pacifico sur de Costa Rica. **Ciências Veterinárias.** 11(2 e 3): 11-14.
- HEWITT, C. G. 1914. The House Fly *Musca domestica* Linn. Sts. Structure, Habits, Development, Relation to disease and control. **Cambridge Eng.**
- HOFFMAN, R. A. 1968. The stable fly *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus) biology and behavior studies. **Ph. D. Dissertation. Oklahoma State Univ.** 83p.
- HONEIJ, J. A. & PARKER, R. R. 1914. Leprosy: flies in relation to the transmission of the disease. **J. Med. Res.** 30: 127-130
- HOWARD, L. O. 1912. The house fly as disease carrier. **London. J. Murray.**

- IMAI, C. 1984. Population dynamics of house flies, *Musca domestica* on experimentally accumulated refuse. **Res Popul. Ecol.** 26: 353-362.
- IMBIRIBA, A. S. 1979. Incidência de enterobactérias encontradas em lotes de moscas, em abatedouros de Curitiba-PR e arredores. **Arq. Biol. Tecnol.** 22(2): 197-206.
- IWASA, M.; MAKING, S. ASAKURA, H.; KOBORI, H. & MORIMOTO, Y. 1999. Detection of *Escherichia coli* O157:H7 from *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) at a cattle farm in Japan. **J. Med. Entomol.** 36(1): 108-112.
- JACKSON, H. 1989. Ivermectin as a systemic insecticide. **Parasitol. Today.** 5: 146-155.
- JOHNSON, O. A. 1976. Mating behavior observations of house flies reared on different larval foods. **Entomol. Soc. Amer.** 31: 36.
- JONES, C. M. 1966. Stable flies. **In: Insect colonization and mass rearing.** Ed. C. N. Smith, cap. 14: 145-152.
- KEIDING, J. & AREVAD, K. 1964. Procedure and equipment for rearing a large number of housefly strains. **Bull. World Health Org.** 31:527-528.
- KETTLE, D. S. 1990. Medical and Veterinary Entomology. **5^a ed. Wallingford, UK: Cab. International.**
- KILLOUGH, R. A. & MCKINSTRY, D. M. 1965. Matting and ovoposition studies of the stable fly. **J. Econ. Entomol.** 58(3): 489-491.

- KING, W. V. & LENERT, L. G. 1936. Outbreaks of *Stomoxys calcitrans* L. ("dog flies") along Florida's northwest coast. **Florida Entomologist**. 19: 33-39.
- KHIN NWE OO; SEBASTIAN, A. A.& AYE, T. 1989. Carriage of enteric bacterial pathogens by house flies in Yangon, Myanmar. **J. Diarrhoeal Dis. Res.** 7(3-4), 81-84.
- KRAFSUR, E. S. 1985. Age composition and seasonal phenology of house-fly (Diptera: Muscidae) populations. **J. Med. Entomol.** 22 (5): 515-523.
- KRISTIANSEN, K. & SKOVMAND, O. 1985. A method for the study of population size and survival rate of houseflies. **Entomol. Exp. Appl.** 38: 145-150.
- KRUGER, K. & SCHOLTZ, C. H. 1994. The effect of ivermectin on the development and reproduction of the dung-breeding fly *Musca nevillei* Kleynhans (Diptera: Muscidae). **Agric. Ecosys. Environ.** 53: 13- 18.
- LANGLEY, P. A. & ROE, J. M. 1984. Ivermectin as a possible control agent for the tsetse fly, *Glossina morsitans*. **Entomol. Exp. Appl.** 36: 137-143.
- LASOTA, J. A. & DYBAS, R. A. 1991. Avermectins, a novel class of compounds: implications for use in arthropod pest control. **Annu. Rev. Entomol.** 36: 91-117.
- LAZARUS, W. F. ; RUTZ, D. A.; MILLER, R. W. & BROWN, D. A. 1989. Costs of existing and recommended manure management practices for house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) control on dairy farms. **J. Econ. Entomol.** 82(4): 1145-1151.

- LIFSCHITZ, A.; VIRKEL, G.; PIS, A.; IMPERIALE, F.; SANCHES, S.; ALVAREZ, L.; KUJANEK, R. & LANUSSE, C. 1999. Ivermectin disposition kinetics after subcutaneous and intramuscular administration of an oil-based formulation to cattle. **Vet. Parasitol.** 86: 203-215.
- LODGE, O. C. 1918. An examination of the sense relations of flies. **Bull. Entomol. Res.** 9: 141-151.
- LYSYK, T. J. 1991. Effects of temperature, food and sucrose feeding on longevity of the house fly (Diptera: Muscidae). **Environ. Entomol.** 20(4): 1176-1180
- LYSYK, T. J. & AXTELL, R. C. 1985. Comparison of baited jug-trap and spot cards for sampling house fly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae), populations in poultry houses. **Environ. Entomol.** 14: 815-819.
- LYSYK, T. J. & AXTELL, R. C. 1986. Estimating numbers and survival of house flies (Diptera: Muscidae) with mark/recapture methods. **J. Econ. Entomol.** 79: 1016-1022.
- LYSYK, T. J. & AXTELL, R. C. 1987. A simulation model of house fly (Diptera: Muscidae) development in poultry manure. **Canadian Entomol.** 119(5): 427-437.
- MACEDO, D. M.; CHAABAN, A.; ARNAUT, A. C. & MOYA-BORJA, G. E. 2000a. Desenvolvimento pós-embrionário de *Musca domestica* Linnaeus, 1758 (DIPTERA: MUSCIDAE), utilizando dietas com diferentes proporções de fezes bovina. I **Simpósio Brasileiro de Agropecuária Ecológica e Saúde Humana**. Resumos.

- MACEDO, D. M.; PAES SANTOS, M. J.; CHAABAN, A. & MOYA-BORJA, G. E. 2000b. Influence of different mixtures of bovine feces with some ingredients to rear *Stomoxys calcitrans* under laboratory conditions. **XXI International Congress of Entomology**. Resumos.
- MALLIS, A. 1990. Handbook of Pest Control. 7 ed. **Cleveland, Ohio. Franzak & Foster Co.**
- MARICONI, F. A. M.; GUIMARAES, J. H.; FILHO, E. B. 1998. A mosca doméstica e algumas outras moscas nocivas. **Piracicaba: ESALQ.**
- McGREGOR, W. S. & DREISS, J. M. 1955. Rearing stable flies in the laboratory. **J. Econ. Entomol.** 48: 327-328.
- McILVEEN, G. J. R. 1972. Rearing and insecticide tests on three populations of horn fly, *Haematobia irritans* (L.) (Diptera: Muscidae). **Thesis "Master of Science" University of Florida.** 64p.
- MCKELLAR, Q. & BENCHAOUI, H. 1996. Avermectins and milbeincins. **J. Vet. Pharmacol.** 19: 331-351.
- MELVIN, R. 1931. Notes on the biology of the stable fly, *Stomoxys calcitrans* (Linn.). **Ann. Entomol. Soc. Amer.** 24(2): 436-438.
- MEYER, J. A.; CHRISTENSEN, C. M. & KNAPP, F. W. 1978. The influence of various levels of ground ear corn and alfalfa hay in the bovine diet on the development of the face fly. **Environ. Entomol.** 7: 829-830.

- MEYER, J. A.; SIMCO, J. S. & LANCASTER Jr., J. L. 1981. Control of face fly larval development in bovine feces with daily injections of the ivermectin, MK-933. **Southwest. Entomol.** 6: 269-271.
- MILLER, J. A.; KUNZ, E. S.; OEHLER, D. D. & MILLER, R. W. 1981. Larvicidal activity of Merck MK-933, an avermectin, against the horn fly, stable fly, face fly and house fly. **J. Econ. Entomol.** 74: 608-611.
- MILLER, T. W.; CHALET, L.; COLE, D. J. FLOR, J. E. & GOEGELMAN, R. T. 1979. Avermectins, a new family of potent antihelminthic agents: Isolation and chromatographic properties. **Antimicrob. Agents Chemother.** 15: 368-371.
- MITSCHERLICH, E. 1943. Die Übertragung der Kerato-Conjunctivitis infectiosa des Rindes durch Fliegen and die Tenazität von *Rickettsia conjunctivae* in der Aussenwelt. **Deutsche Tropenmed. Zeit.** 47: 57-64.
- MITZMAIN, M. B. 1913. The bionomics of *Stomoxys calcitrans* Linnaeus: A preliminary account. **Phillip. J. Sci.** 8(3): 29-48.
- MOHLER. 1920. Annual Report of the Dept. of Agric. For the year 1919. Report of the Chief of the Bureau of Animal Industry. U. S. **Dept. Agric. Washington, D. C.** pp. 125-126.
- MONROE, R, E., 1962. A method for rearing housefly larvae aseptically on a synthetic medium. **Ann. Entomol. Soc. Amer.** 55:140.

- MOON, R. D. & MEYER, H. J. 1985. Nonbiting flies, pp. 65-82. In WILLIAMS, R. E.; HALL, R. D; BROCE, A. B. & SCHOLL, P. J. [EDS.], **Livestock Entomology**. Wiley, New York.
- MORAES, J. L. C. 1989. Criação de *Stomoxys calcitrans*, (1758) em dietas oligídicas e toxicidade de vários inseticidas sobre larvas e adultos. Rio de Janeiro, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 117 p. (Tese de Mestrado).
- MORGAN, D. W. T. & BAILLIE, M. B. 1980. A field trial to determine the effect of fly control using permethrin on milk yields in cattle in the U. K. **Vet. Rec.** 106: 121-123.
- MORRISON, P. E. & DAVIES, D. M. 1964. Feeding of dry chemically defined diets, and egg production in the adult house-fly. **Nature**. 201: 104-105.
- MROZIK, H. 1985. Chemistry and biological activities of avermectin derivatives in biotechnology and its application to agriculture. **B. Crop. Prot. Council. Monogr.** 32: 133-143.
- NEIVA, A. & GOMES, J. F. 1917. Biologia da mosca do berne (*Dermatobia hominis*) observada em todas as suas fases. **Anais Paulistas de Medicina e Cirurgia**. v. 8, p. 197-209.
- NEVES, D. P. & COSTA DE FARIA, A. 1988. Profundidade de empupação de *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) e presença de microhimenópteros parasitóides nas pupas. **Rev. Bras. Bio.** 48(4): 911-913.

- NEWSTEAD, R. 1906. The bionomics and life cycle of the stable fly *Stomoxys calcitrans*. **J. Econ. Biol.** I 157-166.
- NEWSTEAD, R. DUTTON, J. E. TODD, J. L. 1907. Insects and other arthropoda collected in the Congo Free State. **Ann. Trop. Med. Parasitol.** 1: 4-113.
- NUNES, M. de S.; MILWARD-DE AZEVEDO, E. M. V.; CARVALHO, E. H. S. & MELLO, R. P. 1991a. Estudo comparado do desenvolvimento pós-embriônico de *Musca domestica* Linnaeus, 1758 (Diptera: Muscidae), criada em fezes de animais domésticos, sob condições de laboratório. **Revta Bras. Ent.** 35(1): 203-221.
- NUNES, M. de S.; MILWARD-DE AZEVEDO, E. M. V. & C. R. ALVES. 1991b. Desenvolvimento pós-embriônico de *Musca domestica* Linnaeus, 1758 (Diptera: Muscidae), criada em fezes de equinos, sob condições de laboratório. **Revta bras. Ent.** 35(2): 223-227.
- OLDROYD, E. P. 1964. Flies and man. In: The natural history of flies. **London, Weidenfeld & Nicolson.** 241-259.
- PAINTER, R. R. & KILGORE, W. W. 1967. Some physical and chemical characteristics of normal eggs, larvae, and chorions of the house fly, *Musca domestica*. **Ann. Entomol. Soc. Amer.** 60(6): 1163-1166.
- PARR, H. C. M. 1959. Studies on *Stomoxys calcitrans* (L.) in Uganda, East Africa. I. A method of rearing large numbers of *Stomoxys calcitrans*. **Bull. Entomol. Res.** 50: 165-169.

- PARR, H. C. M. 1962. Studies on *Stomoxys calcitrans* (L.) in Uganda, East Africa. II Notes on life history and behavior. **Bull. Entomol. Res.** 53: 437-443.
- PEDROSO-DE-PAIVA, D. & MOYA BORJA, G. E. 1994. Ivermectin no controle de *Sarcopromusca prima* (Shannon & Del Ponte, 1926) (Diptera: Muscidae), veiculador dos ovos de *Dermatobia hominis*, L. Jr., 1781 (Diptera Muscidae) **Rev. Bras. Parasitol. Vet.** 3(1): 61-64.
- PETERSON, A. 1953. "A Manual of Entomological Techniques". **Edwards, Ann Arbor, Michigan.** P. 62.
- PHILPOOTT, M. & EZEH, A. C. 1978. The experimental transmission by *Musca* and *Stomoxys* species of *D. congolensis* infection between cattle. **Brit. Vet. J.** 134: 515-517.
- POLLITZER, R. & MEYER, K. F. 1961. The ecology of plague. *In*: May, J. M. (Ed.), Studies in disease ecology. **Hanfner Publ. Co., Inc., New York.** Pp. 433-501.
- PRITCHARD, G. C. 1983. Transmissible gastroenteritis of pigs. **Pig News Inf.** 4: 145-149.
- PUTMAN, R. J. 1983. Carrion and Dung. The decomposition of Animal Wastes. **Studies in Biology.** 156: 59.
- RANSOM, B. H. 1913. The life-history of *Habronema muscae* (Carter), a parasite of the horse transmitted by house fly. **U. S. dept. Agric. Bull.** 163: 36.

- RICHARDSON, H. H. 1932. An efficient medium for rearing house flies throughout the year. **Science**. 76: 350-351.
- RINONAPOLI, G. 1930. Contributo allo studio epidemiologico della infezione carbonchiosa. **Med. Prat.** 15: 281-287.
- SAWICKI, R. M. & HOLBROOK, D. V. 1961. The rearing, handling, and biology of houseflies (*Musca domestica* L.) for assay of insecticides by application of measured drops. **Pyretrum Post**. 6: 3-18.
- SCHOOF, H. F. 1964. Laboratory culture of *Musca*, *Fannia* and *Stomoxys*. **Bull. World Health Org.** 31: 539-544.
- SCHOOF, H. F.; MAIL, G. H. & SAVAGE, E. P. 1954. Fly production sources in urban communities. **J. Econ. Entomol.** 47(2): 245-253.
- SCOTT, J. G. 1989. Cross-resistance to the biological insecticide abamectin in pyrethroid resistant strains of house flies. **Pestic. Biochem. Physiol.** 34: 27-31.
- SCOTT, J. G. & GEORGHIU, G. P. 1985. Rapid development of high- level permethrin resistance in a field-collected strain of house fly (Diptera: Muscidae) under laboratory selection. . **J. Econ. Entomol.** 78: 316- 319.
- SCOTT, J. G. & GEORGHIU, G. P. 1986. Mechanisms responsible for high levels of permethrin resistance in the house fly. **Pestle. Sci.** 17: 195- 206.

- SCOTT, J. G.; ROUSH, R. T. & LIU, N. 1991. Selection of high-level abamectin resistance from field-collected house flies, *Musca domestica*. **Experientia**. 47: 288-291.
- SCOTT, J. R. 1917. Studies upon the common house-fly (*Musca domestica*, Linn.). 1. A general study of the bacteriology of the house-fly in the District of Columbia. **Jour. Med. Res.** 37: 101-119.
- SCHAEFFER, J. M. & HAINES, H. W. 1989. Avermectin binding in *Caenorhabditis elegans*: a two – state model for the avermectin binding site. **Biochem. Pharmac.** 38: 2329-2338.
- SCHMIDT, C. D. 1983. Activity of an avermectin against selected insects in aging manure. **Environ. Entomol.** 12(2): 455-457.
- SCHMIDTMANN, E. T. & MARTIN, P. A. W. 1992. Relationship between selected bacteria and the growth of immature house flies, *Musca domestica*, in an axenic test system. **J. Med. Entomol.** 29: 232-235
- SCHULLER, L. 2000. As moscas domésticas e sua importância na transmissão de intoxicações e infecções alimentares. **Higiene Alimentar.** 11(73): 28-38
- SHOOP, W. L.; DEMONTIGNY, P.; FINK, D. W.; WILLIAMS, J. B.; EGERTON, J. R.; MROZIK, H.; FISHER, M. H.; SKELLY, B. J. & TURNER, M. J. 1996a. Efficacy in sheep and pharmacokinetics in cattle that led to the selection of eprinomectin as a topical endectocide for cattle. **International Journal for Parasitology.** 26(11): 1227-1235.

- SHOOP, W. L.; EGERTON, J. R.; EARY, C. H.; HAINES, H. W.; MICHAEL, B. F.; MROZIK, H.; ESKOLA, P.; FISHER, M. H.; SLAYTON, L.; OSTLIND, D. A.; SKELLY, B. J.; FULTON, R. K.; BARTH, D.; COSTA, S.; GREGORY, L. M.; CAMPBELL, W. C.; SEWARD, R. L. & TURNER, M. J. 1996b. Eprinomectin: A novel avermectin for use as a topical endectocide for cattle. **International Journal for Parasitology**. 26(11): 1237- 1242.
- SIMMONS, S. W. & DOVE, E. 1941. Breeding places of the stable fly or dog fly, *Stomoxys calcitrans* (L.) in Northwestern Florida. **J. Econ. Entomol.** 34(3): 457-462.
- SIMMONS, S. W. & DOVE, E. 1942. Waste celery as a breeding medium for stable fly or dog fly *Stomoxys calcitrans* (L.) with suggestions for control. **J. Econ. Entomol.** 35(5): 709-715.
- SIMMONS, S. W. 1944. Observation on the biology of the stable fly in Florida. . **J. Econ. Entomol.** 37(5): 680-686..
- SINGH, P. & JERRAM, E. M. 1976. Rearing housefly larvae in polythene bags. **New Zealand Journal of Zoology**. 3: 57-58.
- SKODA, S.R.; THOMAS, G.D. & CAMPBELL, J.B. 1991. Developmental sites relative abundance of imature stages of the stable fly (Diptera: Muscidae) in beef cattlle feedlot pens inn earstern Nebraska. **J. Econ. Entomol.** 84(1): 191-197.
- SPILLER, D. 1963. Procedure for rearing houseflies. **Nature**. 199:405.

- SPILLER, D. 1964. Nutrition and diet of muscoid flies. **Bull. World Health Organ.** 31: 551-554.
- SPILLER, D. 1966. House flies. *In: Insect colonization and mass rearing.* Ed. C. N. Smith, cap. 14: 203-255.
- STEELMAN, C. D. 1976. Effects of external and internal arthropod parasites on domestic livestock production. **Ann. Rev. Entomol.** 21: 155-178.
- STRONG, L. & WALL, R. 1990. The chemical control of livestock parasites: problems and alternatives. **Parasitol. Today.** 6: 291- 296.
- STRONG, L.; WALL, R.; WOOLFORD, A. & DJEDDOUR, D. 1996. The effect of faecally excreted ivermectin and fenbendazole on the insect colonisation of cattle dung following the oral administration of sustained- release boluses. **Vet. Parasitol.** 62: 253- 266.
- TANAKA, K. & MATSUMURA, F. 1985. Action of avermectin Bia on the leg muscles and the nervous system of the American cockroach. **Pestic. Biochem. Physiol.** 24: 124-135.
- TAYLOR, S. M.; MALLON, T. R.; BLANCHFLOWER, W. J.; KENNEDY, D. G. & GREEN, W. P. 1992. Effect of diet on plasma concentrations of oral anthelmintics for cattle and sheep. **Vet. Rec.** 130: 264- 268.
- TURNER, M. J. & SCHAEFFER, J. M. 1989. Mode of action of ivermectin. New York: **Springer-Verlag**, pp. 73-88.

- VON BORSTEL, R. D. 1960. Population control by release of irradiated males. **Science**. 131(3403): 878, 880-882.
- WANG, C. C. & PONG, S. S. 1982. Avermectin B1 modulation of γ -aminobutyric acid receptors in rat brain membranes. **J. Neurochem**. 34: 351-358.
- WAYSON, N. E. 1914. Plague and plague-like disease. A report on their transmission by *Stomoxys calcitrans* and *Musca domestica*. **U. S. Publ. Health Rept.** 29: 3390-3393.
- WEST, L. S. 1951. The housefly. Its Natural History, Medical importance and control. **Comstock Publ. Co.**, Ithaca, N. Y. 584p.
- WHEELOCK, G. D. & SCOTT, J. G. 1990. Immunological detection of cytochrome P450 from insecticide resistant and susceptible house flies (*Musca domestica*). **Pestic. Biochem. Physiol.** 38: 130- 139.
- WILKES, A.; BUCHER, G. E. M.; CAMERON, J. W. M. & WEST Jr., A. S. 1948. Studies of the housefly (*Musca domestica* L.) 1. The biology and large scale production of laboratory population. **Can. J. Research**. 26: 8-25.
- ZELEDON, R. 1957. Algunas observaciones sobre la biología de la *Dermatobia hominis* (Linnaeus Jr.) y el problema del tórsalo en Costa Rica. **Rev. Bio. Tropical**. 5(1): 341-347.
- ZINGRONE, L. D.; BRUCE, W. N. & DECKER, G. C. 1959. A mating study of the female house fly. **J. Econ. Entomol.** 52: 236.