

UFRRJ
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS
VETERINÁRIAS

TESE

**Padronização de Bioensaios para Avaliação de Eficácia de
Inseticidas sobre Larvas de *Cochliomyia hominivorax* (Diptera:
Calliphoridae)**

Vinícius Monteiro Ferreira

2025



UFRRJ

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS**

**PADRONIZAÇÃO DE BIOENSAIOS PARA AVALIAÇÃO DE
EFICÁCIA DE INSETICIDAS SOBRE LARVAS DE *Cochliomyia*
hominivorax (DIPTERA: Calliphoridae)**

VINÍCIUS MONTEIRO FERREIRA

Sob a Orientação da Professora
Thaís Ribeiro Correia Azevedo

e Co-orientação de
Diefrey Ribeiro Campos

Tese submetida como requisito parcial para
obtenção do grau de **Doutor em Ciências
Veterinárias**, no Programa de Pós-
Graduação em Ciências Veterinárias.

Seropédica, RJ
Dezembro de 2025

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Biblioteca Central / Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

F345p Ferreira, Vinícius Monteiro, 1995-
 Padronização de Bioensaios para Avaliação de
Eficácia de Inseticidas sobre Larvas de *Cochliomyia*
hominivorax (Diptera: Calliphoridae) / Vinícius
Monteiro Ferreira. - Viçosa - MG, 2025.
 143 f.

 Orientadora: Thaís Ribeiro Correia Azevedo.
 Coorientador: Diefrey Ribeiro Campos.
 Tese(Doutorado). -- Universidade Federal Rural do
Rio de Janeiro, PPGCV, 2025.

 1. Teste in vitro. 2. Larvicida. 3. Mosca da
miíase. I. Azevedo, Thaís Ribeiro Correia , 1978-,
orient. II. Campos, Diefrey Ribeiro , 1988-,
coorient. III Universidade Federal Rural do Rio de
Janeiro. PPGCV. IV. Título.



ATA Nº 7260 / 2025 - PPGCV (12.28.01.00.00.00.50)

Nº do Protocolo: 23083.074019/2025-81

Seropédica-RJ, 19 de dezembro de 2025.

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

VINÍCIUS MONTEIRO FERREIRA

Tese submetida como requisito parcial para a obtenção do grau de **Doutor** em Ciências, no Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias.

TESE APROVADA EM 18/12/2025

(Assinado digitalmente em 23/12/2025 08:14)

CLAUDIA BEZERRA DA SILVA
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR
DeptPA (12.28.01.00.00.00.55)
Matrícula: 3103528

(Assinado digitalmente em 22/12/2025 10:37)

GABRIELA FERREIRA DE OLIVEIRA
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR
DeptMCV (12.28.01.00.00.00.53)
Matrícula: 3161989

(Assinado digitalmente em 19/12/2025 09:42)

THAIS RIBEIRO CORREIA AZEVEDO
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR
PPGCV (12.28.01.00.00.00.50)
Matrícula: 2929889

(Assinado digitalmente em 19/12/2025 11:09)

LIVIO MARTINS COSTA JUNIOR
ASSINANTE EXTERNO
CPF: 819.183.563-00

(Assinado digitalmente em 20/12/2025 08:04)

ISABELLA VILHENA FREIRE MARTINS
ASSINANTE EXTERNO
CPF: 069.394.547-80

Visualize o documento original em <https://sipac.ufrrj.br/public/documentos/index.jsp>
informando seu número: **7260**, ano: **2025**, tipo: **ATA**, data de emissão: **19/12/2025** e o código
de verificação: **5774092e85**

AGRADECIMENTOS

A Deus, por sempre me guiar pelos mais belos caminhos e dar forças nos momentos mais difíceis;

Aos meus pais, por sempre me darem todo o suporte para meu crescimento humano e profissional desde o começo;

À família e amigos, por todos os ensinamentos e por serem tão importantes na minha formação como ser humano;

À professora Thaís, por confiar em mim e me dar a oportunidade de aprender tanto sobre parasitologia, quimioterapia, pesquisa clínica e manutenção de biotérios no LQEPV, foi uma experiência que eu nunca imaginei que iria viver e que, com certeza, foi muito importante para minha formação como pesquisador;

Ao LQEPV, por ter sido uma excelente escola de formação de pesquisadores, onde eu aprendi tanta coisa, com colegas que trabalho muito inteligentes, que me ensinaram tudo com tanta boa vontade. Espero que este laboratório nunca se acabe e cresça cada dia mais;

Ao Diefrey, por me co-orientar tão bem, trabalhar com tanta lucidez, e ser, junto com a professora Thaís, um grande exemplo de pesquisador;

À FAPUR, por todo o suporte financeiro, tornando mais fácil a realização desta tese, num período em que a pesquisa em universidades federais passa por tantos entraves econômicos;

À UFRRJ, por todas as políticas de apoio estudantil, como alojamento de pós-graduação, restaurante universitário e atendimento psicossocial, que dão todo o suporte para facilitar a estadia do estudante de pós-graduação e possibilidade de seu crescimento profissional, como também incentivar a produção científica do Brasil;

À todos os funcionários de todos os setores da UFRRJ, por tanta solicitude e boa vontade para atender os alunos da melhor maneira possível;

À todas as amigas de Seropédica, que tornaram minha caminhada mais leve e me proporcionaram momentos inesquecíveis durante estes quatro anos de doutorado.

O presente trabalho foi realizado com o apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior-Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

RESUMO

FERREIRA, Vinícius Monteiro. **Padronização de Bioensaios para Avaliação de Eficácia de Inseticidas sobre Larvas de *Cochliomyia hominivorax* (Diptera, Calliphoridae)**. 143p. Tese (Doutorado em Ciência Veterinárias). Laboratório de Quimioterapia e Experimentação em Parasitologia Veterinária, Departamento de Parasitologia Animal. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2025.

Cochliomyia hominivorax é o principal agente etiológico da miíase na América Latina e, embora exista atualmente uma ampla gama de fármacos disponíveis para o controle de seus estágios parasitários, tem sido relatada eficácia reduzida de alguns compostos. Portanto, bioensaios *in vitro* são essenciais para detectar resistência e avaliar os métodos de exposição mais eficazes para cada inseticida. Este estudo teve como objetivo avaliar a eficácia de diferentes metodologias de bioensaio *in vitro* contra larvas de terceiro instar (L3) de *C. hominivorax*. Quatro ingredientes ativos, clorpirifós, fipronil, fluralaner e doramectina, foram testados utilizando duas metodologias: impregnação em papel de filtro e imersão larval por um, três e cinco minutos. Nos ensaios de impregnação, nove concentrações de cada ingrediente ativo (10.000–1 µg/mL para clorpirifós, doramectina e fluralaner, e 5.000–1 µg/mL para fipronil) foram aplicadas em discos de papel de filtro, juntamente com um controle não tratado e um grupo controle de veículo, contendo apenas o diluente. Após a secagem, os discos foram colocados em placas de Petri e dez larvas L3 de *C. hominivorax* foram adicionadas a cada disco. Nos ensaios de imersão, grupos de dez larvas L3 foram submersos em soluções contendo as mesmas nove concentrações utilizadas nos testes de impregnação, além dos grupos controle e controle com o veículo. Todos os ensaios foram realizados em sextuplicata. Os efeitos larvicidas foram avaliados 24, 48 e 72 horas após a exposição, e a inibição da emergência de adultos foi avaliada 10 dias após a incubação; as concentrações letais (CL₅₀) foram estimadas usando análise Probit no software RStudio. Às 72 h, os valores de CL₅₀ do clorpirifós foram 100,5, 777,3, 259,3 e 302,3 µg/mL para as metodologias de impregnação e imersão de um, três e cinco minutos, respectivamente. Para o fipronil, as CL₅₀ calculadas foram de 76,8, 14,5, 1,2 e 2,4 µg/mL, respectivamente. Para o fluralaner, os valores de CL₅₀ foram 267,5, 2068,9, 872,9 e 635,5 µg/mL, respectivamente. Para a doramectina, as CL₅₀ calculadas foram de 676,3, 334,3, 255,1 e 215,3 µg/mL, respectivamente. Em relação à inibição da emergência, os valores de CL₅₀ para o fluralaner foram 15,4, 302,7, 92,0 e 67,7 µg/mL e para doramectina, atingiram 4,2, 19,7, 15,1 e 7,0 µg/mL, utilizando as metodologias de impregnação e imersão de um, três e cinco minutos, respectivamente. Para o clorpirifós, os valores de CL₅₀ puderam ser calculados apenas para a metodologia de imersão, resultando em 541,2, 114,7 e 120,1 µg/mL para 1, 3 e 5 minutos, respectivamente. Já para o fipronil, os valores de CL₅₀ foram estimados apenas para as metodologias de impregnação e imersão de um minuto, resultando em 13,5 e 4,6 µg/mL, respectivamente. Os resultados demonstram que a metodologia *in vitro* utilizada interfere na atividade de cada um dos compostos testados.

Palavras-chave: Teste *in vitro*; larvicida, masca da miíase

ABSTRACT

FERREIRA, Vinícius Monteiro. **Standardization of Bioassays for Evaluating Insecticide Efficacy on *Cochliomyia hominivorax* Larvae (Diptera, Calliphoridae).** 143p. Thesis (Doctorate in Veterinary Sciences). Laboratory of Chemotherapy and Experimentation in Veterinary Parasitology, Department of Animal Parasitology, Federal Rural University of Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2025.

Cochliomyia hominivorax is the main etiological agent of myiasis in Latin America, and although a wide range of drugs is currently available for the control of its parasitic stages, reduced efficacy of some compounds has been reported; therefore, *in vitro* bioassays are essential for detecting resistance and for evaluating the most effective exposure methods for each insecticide. This study aimed to evaluate the efficacy of different *in vitro* bioassay methodologies against third-instar larvae (L3) of *C. hominivorax*. Four active ingredients, chlorpyrifos, fipronil, fluralaner, and doramectin, were tested using two methodologies: filter paper impregnation and larval immersion for one, three, and five minutes. In the impregnation assays, nine concentrations of each active ingredient (10.000–1 µg/mL for chlorpyrifos, doramectin and fluralaner, and 5.000–1 µg/mL for fipronil) were applied to filter paper discs, along with a non-treated control and a vehicle control group containing only the diluent; after drying, the discs were placed in Petri dishes and ten L3 larvae of *C. hominivorax* were added to each disc. In the immersion assays, groups of ten L3 larvae were submerged in solutions containing the same nine concentrations used in the impregnation tests, in addition to control and vehicle control groups, and all assays were performed in sextuplicate. Larvicidal effects were evaluated at 24, 48, and 72 hours after exposure, and adult emergence inhibition was assessed 10 days after incubation; median lethal concentrations (LC₅₀) were estimated using Probit analysis in the RStudio software. At 72 h, chlorpyrifos LC₅₀ values were 100.5, 777.3, 259.3, and 302.3 µg/mL for the impregnation and the one, three and five minutes immersion methodologies, respectively; for fipronil, the corresponding values were 76.8, 14.5, 1.2, and 2.4 µg/mL; for fluralaner, LC₅₀ values were 267.5, 2068.9, 872.9, and 635.5 µg/mL; and for doramectin, 676.3, 334.3, 255.1, and 215.3 µg/mL, respectively. Regarding emergence inhibition, LC₅₀ values for fluralaner were 15.4, 302.7, 92.0, and 67.7 µg/mL, and for doramectin were 4.2, 19.7, 15.1, and 7.0 µg/mL using the impregnation and the one, three, and five minutes immersion methodologies, respectively; for chlorpyrifos, LC₅₀ values could be calculated only for the immersion methodology, resulting in 541.2, 114.7, and 120.1 µg/mL for 1, 3, and 5 min, respectively, whereas for fipronil, LC₅₀ values were estimated only for the impregnation and one min immersion methodologies, yielding 13.5 and 4.6 µg/mL, respectively. The results demonstrate that the *in vitro* methodology used interferes with the activity of each of the compounds tested.

Keywords: *In vitro* test; larvicide, screwworm.

LISTA DE QUADROS

Quadro 1: Estudos que comprovam eficácia de fármacos contra <i>Cochliomyia hominivorax</i>	10
Quadro 2: Apresentações e âmbito de ação de antiparasitários para controle de <i>Cochliomyia hominivorax</i> já relatados na literatura.....	11
Quadro 3. Testes <i>in vitro</i> contra larvas de calíforídeos encontrados na literatura.	15
Quadro 4. Materiais necessários para a dieta larval das moscas.....	21

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Percentual de mortalidade médio de larvas de terceiro ínstar de <i>Cochliomyia hominivorax</i> submetidas a diferentes períodos de imersão em água.....	27
Tabela 2. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de <i>Cochliomyia hominivorax</i> expostas ao clorpirifós, obtida pelos testes <i>in vitro</i> de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas	38
Tabela 3. Concentração letal 50 estimada sobre o percentual de inibição de emergência de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> expostas ao clorpirifós em diferentes metodologias	39
Tabela 4. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de <i>Cochliomyia hominivorax</i> expostas ao fipronil, obtida pelos testes <i>in vitro</i> de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas	48
Tabela 5. Concentração letal 50 de fipronil frente a inibição da emergência de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	49
Tabela 6. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de <i>Cochliomyia hominivorax</i> expostas ao fluralaner, obtida pelos testes <i>in vitro</i> de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas	60
Tabela 7. Concentração letal 50 de fluralaner frente a inibição da emergência de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	61
Tabela 8. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de <i>Cochliomyia hominivorax</i> expostas à doramectina, obtida pelos testes <i>in vitro</i> de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas	70
Tabela 9. Concentração letal 50 estimada sobre o percentual de inibição de emergência de adultos de larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> expostas à doramectina em diferentes metodologias	71

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Larvas de terceiro instar (L3) provenientes da colônia de <i>Cochliomyia hominivorax</i> do LQEPV	22
Figura 2: Esquema da metodologia de bioensaios com <i>Cochliomyia hominivorax</i> através de impregnação dos ativos em papel filtro.	24
Figura 3 Esquema da metodologia de bioensaios com <i>Cochliomyia hominivorax</i> através de imersão larval nas soluções de ativos.....	26
Figura 4: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas por meio da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 24h	29
Figura 5: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 24h.	29
Figura 6: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 24h.	30
Figura 7: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 24h	30
Figura 8: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 48h.....	31
Figura 9: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 48h.	31
Figura 10: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 48h.	32
Figura 11: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na	

avaliação	de	48h.
.....		32
Figura 12: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na	avaliação	de
72h.		33
Figura 13: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na	avaliação de 72h.....	34
Figura 14: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na	avaliação	de
72h		34
Figura 15: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na	avaliação	de
72h.		35
Figura 16: Inibição de emergência de adultos <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação de papel filtro, 10	dias	após
a	realização	do
ensaio.		36
Figura 17: Inibição de emergência de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, 10	dias	após
a	realização	do
ensaio.		36
Figura 18: Inibição de emergência de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, 10	dias	após
a	realização	do
ensaio.		37
Figura 19: Inibição de emergência de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, 10	dias	após
a	realização	do
ensaio.		37
Figura 20: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na	avaliação	de
24h.		40
Figura 21: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na	avaliação	de
24h.		40

Figura 22: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
24h.	41
Figura 23: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação	de
24h.	41
Figura 24: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação	de
48h.	42
Figura 25: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação	de
48h.	42
Figura 26: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
48h.	43
Figura 27: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
48h.	43
Figura 28: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação	de
72h.	44
Figura 29: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação	de
72h.	44
Figura 30: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
72h.	45
Figura 31: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação	de
72h.	45

Figura 32: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, dez dias após a realização do ensaio. 46

Figura 33: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, dez dias após a realização do ensaio. 46

Figura 34: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, dez dias após a realização do ensaio. 47

Figura 35: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, dez dias após a realização do ensaio. 47

Figura 36: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 24h. 50

Figura 37: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 24h. 51

Figura 38: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 24h. 51

Figura 39: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 24h. 52

Figura 40: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 48h. 53

Figura 41: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 48h. 53

Figura 42: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na

avaliação	de
48h.	54

Figura 43: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação	de
48h.	54

Figura 44: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação	de
72h.	55

Figura 45: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação	de
72h.	56

Figura 46: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
72h.	56

Figura 47: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação	de
72h.	57

Figura 48: Inibição de emergência corrigida de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, dez dias após a realização do ensaio.	58
--	----

Figura 49: Inibição de emergência corrigida de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, dez dias após a realização do ensaio.	58
--	----

Figura 50: Inibição de emergência corrigida de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, dez dias após a realização do ensaio.	59
---	----

Figura 51: Inibição de emergência corrigida de adultos de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, dez dias após a realização do ensaio.	59
--	----

Figura 52: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação	de
24h.	62

Figura 53: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação	de
24h.	62
Figura 54: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
24h.	63
Figura 55: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação	de
24h.	63
Figura 56: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação	de
48h.	64
Figura 57: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação	de
48h.	64
Figura 58: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
48h.	65
Figura 59: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação	de
48h.	65
Figura 60: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação	de
72h.	66
Figura 61: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação	de
72h.	66
Figura 62: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação	de
72h.	67
Figura 63: Mortalidade corrigida das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i> em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos,	

na	avaliação	de
72h.		67

Figura 64: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, dez dias após a realização do ensaio. 68

Figura 65: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, dez dias após a realização do ensaio. 68

Figura 66: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão três minutos, dez dias após a realização do ensaio. 69

Figura 67: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, dez dias após a realização do ensaio. 69

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REVISÃO DE LITERATURA	2
2.1 <i>Cochliomyia hominivorax</i>	2
2.2 Miíases.....	7
2.3 Epidemiologia e importância	8
2.4. Controle terapêutico de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	10
2.4.1. Clorpirifós.....	12
2.4.2. Fipronil.....	13
2.4.3. Doramectina.....	13
2.4.4. Fluralaner.....	14
2.5 Metodologias <i>in vitro</i> para testes larvicidas em Calliphoridae.....	14
3 MATERIAL E MÉTODOS	20
3.1 Obtenção das larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	20
3.2 Avaliação da sobrevivência das de <i>Cochliomyia hominivorax</i> aos diferentes tempos de imersão.....	22
3.3. Preparo das diluições	23
3.4 Testes de impregnação em papel filtro	23
3.5 Testes de imersão.....	25
3.6 Análise estatística.....	26
4 RESULTADOS	27
4.1 Avaliação da sobrevivência das de <i>Cochliomyia hominivorax</i> aos diferentes tempos de imersão.....	27
4.2 Bioensaios com clorpirifós.....	28
4.3 Bioensaios com fipronil	39
4.4. Bioensaios com fluralaner.....	49
4.5. Bioensaios com doramectina	61
5 DISCUSSÃO.....	71
6 CONCLUSÃO	89
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	89

1 INTRODUÇÃO

Cochliomyia hominivorax é um parasito de extrema importância na América Latina. Na pecuária, estima-se que a perda anual causada por este parasito ultrapasse US\$ 360 milhões no Brasil e US\$ 3,6 bilhões na América do Sul. Portanto, *C. hominivorax* é considerado um dos entraves da produção agrícola nacional, uma vez que o Brasil é o maior exportador de carne bovina do mundo. Devido ao tamanho potencial de perdas econômicas, a defesa sanitária dos Estados Unidos adotou um ousado programa para a erradicação desta espécie na América do Norte e Central, desde a década de 1960, por meio da técnica do inseto estéril. Este programa consiste em produção em larga escala de adultos estéreis e liberação deles no ambiente para a formação de uma população estéril. Desta forma, a espécie é erradicada por falta de descendência. Entretanto, atualmente há relatos recentes de reincidência de casos em alguns países da América Central e México. Estes casos mobilizaram as autoridades de defesa sanitária dos Estados Unidos, devido à iminência de uma nova recolonização do território americano por *C. hominivorax*.

Além do fator econômico, é importante ressaltar a importância no bem-estar dos animais domésticos, uma vez que suas larvas podem infestar feridas de cães e gatos e comprometer a saúde e bem-estar desses animais. Este parasito também tem caráter zoonótico e em humanos acomete principalmente populações vulneráveis, como usuários de drogas e pessoas com deficiência física ou cognitiva.

Cochliomyia hominivorax deposita seus ovos em feridas ou cavidades naturais de animais. Destes ovos eclodem larvas que se alimentam de tecidos vivos dos animais e provocam processos inflamatórios e necróticos, caracterizados como miíase. Animais acometidos por miíases, apresentam irritação, prurido, hipertermia perda de peso e redução de consumo de alimentos. Casos graves e sem tratamento adequado podem levar a óbito do paciente.

Como observado em outras espécies de parasitos de importância veterinária, já foi relatado casos de resistência antiparasitária em *C. hominivorax*. Cepas de *C. hominivorax* resistentes à determinadas drogas podem ser detectadas por meio de testes *in vitro*. Desta maneira, os testes *in vitro* podem ser capazes de fazer uma triagem dos fármacos que apresentam eficácia contra determinadas populações de campo de *C. hominivorax*, previamente testadas em laboratório. Esta aplicação do teste *in vitro* é importante para determinar o sucesso terapêutico, no tratamento de miíases a campo.

Apesar de haver diferentes produtos para controle de *C. hominivorax* no mercado, há relatos de perda de efetividade de algumas bases comumente utilizadas, que culminam e aumento de gastos e mão de obra dos proprietários, insucesso de tratamentos e mesmo acúmulo de resíduos de medicamentos no ambiente. Recentes trabalhos sugerem que a via de aplicação tópica de medicamentos é mais eficaz contra *C. hominivorax* em bovinos (AQUINO et al., 2022; MUCHIUT et al., 2025). Antes do lançamento de novos produtos no mercado, são necessários testes *in vitro* que refletem no método de aplicação a que este produto será submetido.

A metodologia utilizada nos testes *in vitro* deve ser o mais fidedigna possível à forma de aplicação que será utilizada nos testes a campo, a fim de reduzir ao máximo as chances de variação de resultados quando a pesquisa alcançar a etapa de testes *in vivo*. Apesar de atualmente haver uma grande variação de metodologias de bioensaios com larvas de califórídeos na literatura, há metodologias que nunca foram usadas para bioensaios com *C. hominivorax*, como impregnação do ativo em placa de Petri, impregnação em algodão e imersão larval em solução com ativo. É necessário padronização de maior número de estudos *in vitro* com *C. hominivorax* para diversificar as formas de exposição deste parasito a antiparasitários em testes larvicidas e, desta maneira, ampliar a possibilidade de sucesso do tratamento. O objetivo geral deste trabalho foi padronizar a metodologia *in vitro* de exposição por contato tópico por imersão larval em diferentes inseticidas, com larvas de terceiro ínstar (L3) de *C. hominivorax* e comparar seus resultados com os obtidos em uma metodologia já padronizada para testes *in vitro* com este parasito: Impregnação em papel filtro. Como objetivos específicos, tem-se analisar a influência de tempos de imersão distintos na resposta das larvas aos fármacos avaliados, além da determinação de concentração letal 50 (CL₅₀) de diferentes fármacos para L3 de *C. hominivorax*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 *Cochliomyia hominivorax*

Cochliomyia hominivorax foi descrita pela primeira vez pelo médico pesquisador francês Charles Coquerel em 1858, na Ilha do Diabo, localizada na Guiana Francesa. A princípio, Coquerel identificou a espécie como *Lucilia hominivorax*, já que acreditava que ela pertencia ao mesmo gênero das varejeiras presentes na Europa. O termo “*hominivorax*”

significa devoradora de homens, e diz respeito ao hospedeiro em que ela foi encontrada pela primeira vez, que eram prisioneiros da República da França (Coquerel, 1858). Já no século XX, Cushing e Patton (1933), perceberam que este díptero não tinha características de *Lucillia* e identificam esta espécie como *Callitroga americana*, um gênero novo criado para a classificação deste parasito. Apenas em 1986 que a Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN) definiu a extinção do gênero *Callitroga* e o retorno do termo original “*hominivorax*”. Desta forma *Cochliomyia hominivorax* é o nome certo para a descrição desta espécie até os dias atuais. O gênero *Cochliomyia* se difere de outros da família Calliphoridae por apresentar placa facial mais constrita que os demais (TOWNSEND, 1915).

Cochliomyia hominivorax, conhecida popularmente como “mosca da miíase” ou “mosca da bicheira”, é uma espécie pertencente ao filo Arthropoda classe Insecta, ordem Diptera, subordem Brachycera, superfamília Oestroidea, família Calliphoridae e subfamília Chrysominae (BOWMAN et al., 2010; ITIS, 2026; YAN et al., 2021). Como todos os insetos adultos, esta espécie é morfologicamente dividida em cabeça, tórax e abdômen (AMENDT; BUGELLI; BERNHARDT; 2021; CUMMING et al., 2009; ELLISON, HAMPTON, 1982). Na cabeça estão presentes um par de olhos, um conjunto de peças bucais e um par de antenas. Nas antenas existe um órgão sensorial denominado *sensillum* (FERNANDES et al., 2020; FERNANDES; PIMENTA, LINARDI, 2004; THOMAS; CHEN, 1989). O tórax é dividido em protórax, mesotórax e metatórax, respectivamente no sentido crânio-caudal, cada segmento com um par de patas articuladas (HERRERA-FLORES et al., 2020; NGERN-KLUN et al., 2007; SUKONTASON et al., 2008). As características de *C. hominivorax* que a classificam como um díptero são a presença de um par de asas mesotorácicas desenvolvidas (ROMOSER, 2004) e um par de asas rudimentares denominados halteres no segmento metatorácico (ou balancins), que atuam como moduladores de equilíbrio (CHAN, DICKINSON, 1996; SANDERMAN; MARKL, 1980; STRAUSFELD, SEYAN, 1985). O abdômen é dividido em tergitos, onde estão localizadas as estruturas reprodutivas e espiráculos respiratórios (ELLISON, HAMPTON, 1982; FLETCHER, 1970; PEARSON, 1974).

A mosca adulta tem um fundo de cor metálico azul-esverdeado com face amarela, laranja ou avermelhada e três listras escuras, que não se estendem por todo o tórax (BOWNMAN, 2010; LANE; CROSSKEY, 1993). A listra central se estende até a sutura mesonotal. O occipício das fêmeas geralmente é vermelho, alaranjado ou castanho. Os adultos desta espécie geralmente se distinguem das demais pela presença de pelos pretos na extremidade inferior da região parafrontal (GUIMARÃES; PAPAVERO; PRADO, 1983). Os

machos geralmente são maiores que as fêmeas, mas apresentam as asas menores que as mesmas, com uma notável diferença no padrão da venação das asas das moscas de diferentes sexos (LYRA et al., 2010). O gênero dos adultos também pode ser definido pela disposição nos olhos na cabeça de dípteros: Enquanto os machos apresentam os olhos holotópticos ou subholotópticos na frente, ou seja, unidos ou muito próximos uns dos outros, as fêmeas apresentam olhos dicópticos, separados na frente (DUARTE; NASCIMENTO; QUIROZ, 2024; MASTRANGELO, WELCH, 2012; SUKONTASON et al., 2008).

Os ovos são brancos e brilhantes e possuem formato cilíndrico, arredondados na extremidade anterior e achatados na extremidade posterior. Medem em média 1,04 mm de comprimento e 0,22 mm de largura (LAAKE et al., 1936; SPRADBERRY, 2002). Os ovos são equipados de uma camada denominada plastron, que permite a interação entre córion, ar e água. Este plastron é abastecido por pequenas aberturas tubulares chamadas aerópilos (PETERSON; NEWMAN, 1991). Os ovos também são revestidos por uma cutícula serosa multilaminada de quitina, para a proteção contra a desidratação dos mesmos (MUTHUKRISHNAN et al., 2020).

As larvas são divididas em 12 segmentos, em que três são segmentos torácicos, oito são segmentos abdominais e o último compõe a porção anal. Na porção posterior, de formato rombo, estão localizados os espiráculos posteriores, enquanto os espiráculos anteriores situam-se no segundo segmento abdominal. A porção anterior difere-se da posterior, por apresentar a extremidade em formato pontiagudo. (FLETCHER, 1970; LEITE; GUEVARA, 1993; SIQUEIRA et al., 2020; SZPILA et al., 2014). Cada segmento é separado por três a quatro fileiras de pequenos espinhos. Estes espinhos auxiliam as larvas que se posicionam de cabeça para baixo na ferida, de modo que os espiráculos respiratórios posteriores se mantenham voltados para a parte externa (AMARANTE, 2014; LANE; CROSSKEY, 1993). Larvas de primeiro estágio (L1) são identificadas por apresentarem tronco traqueal não pigmentado e apenas um espiráculo respiratório posterior. Larvas de segundo estágio (L2) apresentam tronco traqueal pigmentado e dois espiráculos respiratórios posteriores. As larvas de terceiro estágio (L3) apresentam tronco traqueal pigmentado e três espiráculos respiratórios posteriores (BRITO, et al. 2008; DENNEL, 1946; LAAKE et al., 1936).

As larvas de terceiro estágio de *C. hominivorax*, se diferenciam de outras larvas de moscas causadoras de miíases de acordo com as seguintes características: os espiráculos posteriores são alojados obliquamente para baixo e em direção à linha média, no interior das fendas espiraculares, onde podem ser observados três sulcos em cada peritrema (AKHOUNDI et al., 2023; FAILOC-ROJAS et al., 2018). São visíveis faixas de espinhos que circundam a

porção anterior de cada segmento do corpo e um anel completo de espinhos no segmento 11 (AMARANTE, 2014; BARBI et al., 2020; RUIZ-ZAPATA, 2020). Os espiráculos anteriores possuem de 7 a 12 papilas (SPRADBERY, 2002). Os troncos traqueais que saem dos espiráculos posteriores, têm uma pigmentação escura e abrangem até o nono ou décimo segmento. Esta pigmentação é mais evidente na superfície dorsal do tórax das larvas. (BARBI et al., 2020; MUÑOZ; CACERES; LEÓN, 2020; GONTIJO; BITTENCOURT, 2018).

As pupas são estruturas de resistência, caracterizadas por exoesqueleto mais rígido e inelástico e alta produção de compostos fenólicos (FRAENKELL, RUDALL; 1946, LEE et al. 2021). Morfologicamente, as pupas são similares às larvas, exceto pela extremidade anterior, completamente retraída (FENG; LIU, 2012; MENDONÇA, DOS SANTOS-MALLET; QUEIROZ, 2012; SUKONTASON, et al. 2006). Sabe-se que são produzidos álcoois e ésters de acetato nos lipídeos internos das pupas de *C. hominivorax*, como também em outras espécies de insetos, porém sua função permanece desconhecida (NELSON; FATLAND; ADAMS, 1999).

Cochliomyia hominivorax é uma espécie causadora de miíase primária, ou seja, suas larvas necessitam de um hospedeiro vivo para se alimentar. As larvas alimentam-se de tecidos de animais, enquanto os adultos alimentam-se apenas de néctar. Quando estão no período de postura, fêmeas são atraídas pelo odor de sangue e de secreções de processos inflamatórios. Neste momento, a fêmea começa a se alimentar dos fluidos das feridas, ricas em proteínas, minerais e aminoácidos para estimular o crescimento e desenvolvimento de seus folículos ovarianos (HAMMACK, 1999; THOMAS, MANGAN, 1989). Fêmeas de *C. hominivorax* depositam seus ovos próximo as bordas de feridas de animais, que se tornam mais atraentes de cinco a sete dias após abertas (BARROS; BRICARELLO, 2020; BOWMAN, 2010; FRESIA et al., 2021; RODRIGUES et al., 2017). Cada mosca deposita uma média de 200 ovos dentro de um período entre 15 e 20 minutos. Fatores como temperatura, alimentação, fotoperíodo e idade da fêmea progenitora podem fazer este número variar entre 10 e 400 ovos. A oviposição seguinte ocorre entre três e cinco dias após a anterior, onde são liberadas massas de ovos ligadas por um fina camada mucoadesiva (BERKEBILE et al., 2006; GIBSON; PHINNEY, 1974; HAMMACK, 1984; PETERSON; NEWMAN, 1991). Estes ovos eclodem entre 12 e 24h e dão origem a larvas de primeiro estágio, que migram para os tecidos do hospedeiro e formam as lesões fibróticas caracterizadas como miíases (BARROS; BRICARELLO, 2020; FRESIA et al., 2021; RODRIGUES et al., 2017, LACHANCE; BRUNS, 1963).

As larvas se alimentam por meio da ação de enzimas proteolíticas e lipolíticas. Estas enzimas destroem os tecidos e produzem compostos de proteína líquida que são ingeridos pelas larvas enquanto estas se desenvolvem em três estádios larvais (CORK, 1994; GIGLIOTI et al., 2016; ALIZA et al., 1999). As larvas de primeiro estágio mudam para o estágio de L2 dois dias após a eclosão. Entre 24h e 48h após esta ecdise, ocorre uma nova mudança, desta vez para terceiro estágio. Durante o estágio de L3 a larva produz um exsudato que favorece infecções bacterianas e impede a cicatrização da ferida (CHAGAS; FERNANDES; NOBRE, 2020; FRESIA et al., 2021).

O período parasitário das larvas dura entre quatro e oito dias e é suficiente para causar danos à saúde e ao bem-estar do hospedeiro. Após este período as larvas se tornam pré-pupas, deixam as feridas e se enterram no solo, onde vão iniciar o processo de pupação e permanecer por um período entre 7 e 19 dias até se tornarem adultas, a depender das condições de temperatura (BARROS; BRICARELLO, 2020; ELWAER; ELOWNI, 1991). Em condições ótimas, mais de 90% das pupas conseguem se tornar adultas, porém este valor pode cair à medida em que as moscas sofrem estresse térmico, queda de umidade ou deficiência nutricional. O mesmo ocorre com o tempo de pupação, que em condições desfavoráveis pode ultrapassar os 30 dias. Após 40 dias, a chance de emergência de adultos cai substancialmente (GIBSON; PHINNEY, 1974; HAMMACK, 1984; MATLOCK; SKODA, 2009).

Vinte e quatro horas após emergir os machos já se tornam sexualmente maduros e acasalam entre cinco e seis vezes durante sua vida (GUIMARÃES, 1983). Já as fêmeas são monogâmicas e estão prontas para o acasalamento entre dois e seis dias após emergirem. São indivíduos autógenos no primeiro ciclo, ou seja, as fêmeas são capazes de produzir ovos antes de se alimentarem pela primeira vez. A fêmea só copula uma vez na vida. Quatro a seis dias após o acasalamento as fêmeas já estão prontas para liberarem seus ovos em feridas (AMARANTE, 2014). Uma fêmea ovipõe pelo menos oito vezes em sua vida reprodutiva. O tempo necessário para o fechamento do ciclo completo varia entre 24 e 60 dias a depender das condições de temperatura e umidade. A temperatura ideal para sobrevivência e desenvolvimento é 27,2° C e os limites mínimo e máximo são, respectivamente, 14,5° C e 43,5° C (FRESIA et al., 2021, LACHANCE, BRUNS, 1963). Adultos de *C. hominivorax* vivem em torno de três semanas (CRYSTAL, 1967). Neste estágio, estas moscas não apresentam importância veterinária, mas são importantes polinizadoras de plantas nativas da América, uma vez que se alimentam de néctar (MACKLEY; LONG, 1983).

2.2 Miíases

Miíases são lesões teciduais causadas por larvas de dípteros. Estas lesões provocam, principalmente, prurido, eritema e descamação epitelial, devido a movimentação das larvas, podendo também predispor a infecções secundárias e levar ao óbito do hospedeiro quando não tratadas (BECERRA, CORTÉS, VILAMIL, 2007; GONTIJO; BITTENCOURT, 2018; SYKES, MERKEL, LITTLE, 2021). Histologicamente, estas lesões caracterizam-se por infiltrado inflamatório crônico não específico, pontuado com áreas agudas (FRANCESCONI, LUPI, 2012).

No que diz respeito à localização, a miíase pode ser classificada como cutânea ou cavitária, quando se localizam na pele ou cavidades naturais do organismo do hospedeiro, respectivamente (CALVOPINA et al. 2020; GOUR et al., 2018; ROBBINS, KACHEMOUNE, 2010). A miíase cavitária se classifica em intestinal/entérica, nasofaríngea, ocular, aural e urogenital quando se encontram no trato gastrointestinal, no trato respiratório, na cavidade ocular, no pavilhão auricular e no aparelho geniturinário (MENEZES et al., 2023; PAUL et al., 2021; STEVENS, WALLMAN, 2006; SINGH, SINGH, 2015; SUN et al. 2025; UDGAONKAR et al., 2012; ZOBAIRY et al., 2023). A miíase cutânea pode ocorrer em diferentes partes do corpo do hospedeiro de acordo com a família dos parasitos.

Enquanto larvas da família Oestridae comumente habitam cavidades nasofaríngeas de mamíferos herbívoros (AHMED et al., 2025; MOHAMMED; SOOR, 2025; KARA et al., 2025), larvas pertencentes a família Caliphoridae, Cuterebridae e Hypodermatidae habitam tecidos dérmicos e subdérmicos de diferentes espécies de mamíferos (BORISZ, HUSVÉTH, 2021; MARTÍN-VEJA, 2025; PINILLA, PINILLA, 2024). Em aves, as larvas que causam miíases nos tecidos cutâneos pertencem a família Muscidae, mais precisamente ao gênero *Philornis* (ALLIERI et al., 2025; PUCHETA et al. 2024; URSINO et al., 2024). Por fim, existem ainda as miíases que ocorrem especificamente em trato digestivo de cavalos e outros mamíferos, causadas por larvas da família Gasterophilidae (ATTIA, OMAR, 2025; UAKHIT, 2025; ZHANG et al., 2024).

Há ainda uma classificação fundamentada na natureza da relação parasito-hospedeiro, categorizando as miíases em: obrigatórias, facultativas e acidentais. As miíases obrigatórias, ou primárias, são aquelas em que o parasito só pode se desenvolver em hospedeiros vivos. As miíases facultativas, ou secundárias, são aquelas em que os parasitos podem se desenvolver em tecidos mortos de hospedeiros vivos ou em hospedeiros mortos. As miíases acidentais são aquelas em que ovos e larvas do parasito são ingeridos e esses se desenvolvem e causam

infestações atípicas em órgãos internos do hospedeiro (BAMBARADENYIA, MAGNI, DADOUR, 2023; RAMANA, 2012; SCOLL, COLWELL, CAPEDA-PALACIOS, 2019).

2.3 Epidemiologia e Importância.

Miíases causadas por *C. hominivorax* no Brasil estão principalmente associadas a prejuízos econômicos na pecuária, sendo o gado bovino o hospedeiro mais frequentemente relatado em estudos científicos conduzidos em território nacional (COSTA-JÚNIOR et al., 2019). No entanto, sabe-se que outras espécies domésticas também são acometidas, como a caprina (FONSECA, FERREIRA, AHID, 2009; KOUBA, 2001; SELLERA et al., 2014), ovina (DE BARROS et al., 2024a,b; DE BARROS, LEME, BRICARELLO, 2024), canina (CUTOLO et al., 2021; MUÑOZ, CÁCERES, LEÓN, 2020; OLIVEIRA et al., 2018), felina (BATISTA et al., 2021; RIBEIRO, SCHERER, SANAVRIA, 2009; SOUZA, VEROCAI, RAMADINHA, 2010), equina (EL-AZAZY, 1989; KOUBA, 2001; RODRIGUEZ DIEGO et al., 1996), bubalina (ABDALLAH et al., 1970) e suína (MILLÁN, OLEA, JURI, 2015; SIQUEIRA et al., 2020; TRANNAHILL, COPPEDGE, SNOW, 1980).

Diversos fatores predisponentes estão associados ao surgimento de miíases em rebanhos, incluindo procedimentos invasivos como tosquia, corte de cauda, brincagem, descorna, castração e marcação a ferro quente (DE BARROS et al., 2024; FRESIA et al., 2021; MUCHIUT, 2025; VERÍSSIMO, 2003). Fêmeas no periparto e neonatos também são mais suscetíveis, devido à presença de líquidos placentários retidos na região perineal da mãe ou no umbigo do recém-nascido (MUNIZ et al., 1995; HALL et al., 1990; VIANA et al., 2025). Adicionalmente, os períodos chuvosos favorecem a ocorrência de miíases, pois a umidade contribui para o desenvolvimento e reprodução do inseto (AQUINO et al., 2022; CORONADO, KOWALSKI, 2009; VELASCO, CEBALLOS, FISUENTES, 1974; VIANA et al., 2025).

Na fauna silvestre, *C. hominivorax* também pode parasitar diversas espécies nativas e exóticas. Casos documentados incluem ariranha (FOERSTER et al., 2022), lobo-guará (CANSI et al., 2011), jaguatirica (PULGAR et al., 2009), ouriço-preto (KUNIY, SANTOS, 2004), furão (FIGUEIREDO et al., 2010) e javali (ALTUNA et al., 2021). Há ainda registros em animais de zoológico (OLIVEIRA et al., 1998) e, embora raramente, em aves como o avestruz (ALMEIDA et al., 2008). Esses casos evidenciam a ampla gama de hospedeiros susceptíveis ao parasitismo por esta espécie.

Além da importância veterinária, as miíases por *C. hominivorax* apresentam potencial zoonótico, afetando principalmente populações vulneráveis, como pessoas em situação de rua

ou com mobilidade reduzida (ESPINOSA et al., 2022; QUEVEDO, 2021; RUIZ-ZAPATA et al., 2020; YANG et al., 2025). Nessas circunstâncias, o controle da infestação em animais domésticos e de produção torna-se fundamental, uma vez que a proximidade com rebanhos infestados pode representar risco adicional à saúde humana. Por outro lado, a destruição de habitats naturais pode aumentar o contato entre humanos e animais silvestres parasitados, contribuindo para a disseminação da doença (BARROS; BRICARELLO, 2020).

Atualmente, *C. hominivorax* é considerada o principal agente etiológico de miíase obrigatória nas regiões tropicais e subtropicais da América do Sul e Caribe (ALTUNA et al., 2021; BERGAMO, et al., 2020; FRESIA et al., 2021). Estudos genéticos apontam a existência de, no mínimo, 12 populações distintas da espécie na América Latina, com base em polimorfismos de nucleotídeo único (TIETJEN et al., 2022). Sua distribuição geográfica original compreendia desde o sul dos Estados Unidos até o centro da Argentina (MULIERI, PATITUCCI, 2019).

O controle dessa espécie tem sido foco de grandes programas de erradicação, como o Programa do Inseto Estéril, iniciado em 1957 nos Estados Unidos. A estratégia baseou-se na liberação de machos estéreis, o que levou à erradicação da espécie na América do Norte e parte da América Central. No entanto, desde 2021, novos surtos vêm sendo registrados em países da América Central continental (VENEGAS-MONTEIRO et al., 2023; ZALDIVAR-GOMEZ et al., 2025). Estes surtos possibilitaram o reingresso de *C. hominivorax* na América do Norte, em decorrência de novos casos no México. Estes casos podem ser porta de entrada para reintrodução de *C. hominivorax* nos Estados Unidos e colocar a eficiência do programa de erradicação americano em jogo (CRUZ-GONZÁLEZ et al., 2025; HAILU, KASAGGA, HADDAD, 2025; VALDEZ-ESPINOZA et al., 2025). No Brasil, a Instrução Normativa nº 50 do MAPA classifica as miíases por *C. hominivorax* como doença de notificação obrigatória.

Embora endêmica das Américas, *C. hominivorax* foi acidentalmente introduzida na Líbia entre 1988 e 1991, por meio da importação de ovinos infestados. A infestação foi rapidamente erradicada com o uso da técnica do inseto estéril, a fim de evitar a propagação para outros países africanos (KOUBA, 2001; LINDQUIST, ABUSOWA, HALL, 1992). Na América do Sul, o Uruguai avalia a implementação de um programa semelhante, mas enfrenta dificuldades relacionadas à cooperação regional, especialmente com Brasil e Argentina, que possuem grande extensão territorial e ainda não demonstram engajamento efetivo na erradicação da espécie (FRESIA et al., 2021).

2.4. Controle terapêutico de *Cochliomyia hominivorax*

Além da adoção da técnica do inseto estéril anteriormente citada, existem outras maneiras de controlar a população de *C. hominivorax*, especialmente direcionado aos estágios parasitários. Atualmente, existe ação letal comprovada contra estágios larvais de *C. hominivorax* com outras substâncias como produtos homeopáticos (DE BARROS, SEUGLING, BRICARELLO, 2019; DE BARROS et al. 2022; DE BARROS, LEME, BRICARELLO, 2024; DE BARROS et al., 2024; NAHAR, SHOUBEY, 2024), óleos essenciais (BRICARELLO et al., 2021; MEDEIROS et al., 2023, SEUGLING et al., 2019), bioativos (MEDEIROS et al., 2025) e terapia fotodinâmica (SELEERA et al., 2014). Entretanto, a forma de controle mais utilizada ainda é realizada com fármacos sintéticos (BARROS, BRICARELLO, 2020).

Para o controle terapêutico dos estágios parasitários de *C. hominivorax*, podem ser utilizados uma gama de formulações com diferentes princípios ativos validados em testes *in vitro* e *in vivo*, já descritos na literatura, como representado no quadro 1. No entanto, alguns trabalhos relatam resistência das larvas de *C. hominivorax* à piretróides (DA SILVA; DE AZEREDO-ESPIN, 2009; DE CARVALHO et al., 2010), organofosforados (TANDONNET et al. 2020) e lactonas macrocíclicas (DE AQUINO et al., 2022; LOPES et al. 2013; MUCHIUT et al., 2025, WEDY et al. 2023).

Quadro 1: Estudos que comprovam eficácia de fármacos contra *Cochliomyia hominivorax*:

Base farmacológica	Princípio ativo	Espécie de hospedeiro	Referências Bibliográficas
Organofosforados	Triclorfon	Canino	MUÑOZ, CÁCERES, LEÓN, 2020;
	Diclorvós	Bovino	De AQUINO et al., 2022
	Clorpirifós		AHRENS et al., 1977
	Diclorfention		De AQUINO et al., 2022
	Diclorfention	Caprino	FAHMA et al., 2020
Neonicotinoides	Nitempiram	Canino	HAN et al., 2018, MACHADO; RODRIGUES, 2002; MIRANDA et al. 2020
		Felino	DE SOUZA et al., 2010
Espinosinas	Espinosade	Canino	OLIVEIRA et al., 2018
Fenilpirazois	Fipronil	Bovino	DE AQUINO et al., 2022; DE MELO et al., 2025; LIMA et al., 2004; LOPES et al., 2017

Lactonas macrocíclicas	Ivermectina		ANZIANI, LOREFICCE, 1993; ANZIANI et al. 2000; SANAVRIA et al., 1996, USHER et al., 1997
	Milbemicina oxima	Canino	HAN et al., 2018
	Doramectina	Ovino	CASTELLS et al., 1999, DUARTE et al., 2012; SANAVRIA, PRATA, 1997
		Bovino	ANZIANI et al., 2000, MOYA-BORJA et al., 1997
Isoxazolinas	Fluralaner		COSTA et al., 2023
	Afoxolaner	Canino	CUTOLO et al. 2021; HAN et al., 2018
	Lotilaner		DO VALE et al., 2023
	Sarolaner		OLIVEIRA et al., 2019

A principal forma de tratamento e controle de miíases consiste na aplicação, sistêmica ou local, de inseticidas quimiossintéticos. O quadro 2 descreve os estudos que avaliam eficácia de diferentes apresentações de antiparasitários destinados ao controle de miíases causadas por *C. hominivorax*. Recentemente, alguns autores evidenciaram ineficácia de medicações injetáveis e consideram as formulações tópicas mais eficazes que as sistêmicas (AQUINO et al., 2022; MUCHIUT et al. 2025).

Quadro 2: Apresentações e âmbito de ação de antiparasitários para controle de *Cochliomyia hominivorax*, já relatados na literatura:

Ação	Apresentação	Referências Bibliográficas
Local	Solução líquida	DE AQUINO et al., 2022
	Solução oleosa	AKHOUNDI et al., 2023; GALLINA et al., 2024; MUNIZ et al., 1995; VICTORIA et al., 1999
	Pomada	DE BARROS et al. 2022; 2024; DE BARROS, LEME, BRICARELLO, 2024; MUÑOZ, CÁCERES, LEÓN, 2020
Sistêmica	Pour on	COSTA et al., 2023; DE MELO et al., 2025; LIMA et al., 2004; LOPES et al., 2017

	Tablete	CORREIA et al., 2010; CUTOLO et al., 2021
--	---------	---

	Comprimido	DO VALE et al., 2023; OLIVEIRA et al., 2018; 2019
	Injetável	ANZIANI, LOREFICE, 1993; ANZIANI et al., 2000; MOYA-BORJA et al., 1997; MUNIZ et al., 1995; OLIVEIRA et al., 1994

No entanto, o uso indiscriminado fármacos sintéticos, além de incrementar os custos de produção, também pode oferecer riscos à saúde de manipuladores e consumidores, por meio de distúrbios neurológicos, gastrointestinais e sistêmicas (CASTRO, MOUTINHO, 2021; MOUICHE et al., 2019; WYLIE et al., 2019). Se por um lado, há uma grande exposição, muitas vezes sem os devidos cuidados com a proteção individual de funcionários da agropecuária, por outro lado, existem produtores que não respeitam o período de carência ao vender carne ou leite de animais tratados. Este alto risco de exposição humana torna-se um problema de saúde pública (BARROS, BRICARELLO; 2020). Além de tudo, estes compostos são prejudiciais ao meio ambiente, uma vez que os resíduos dos medicamentos se mantêm por longos períodos no solo e bioacumulam em outros organismos vivos (ALSAFRAN et al., 2022; HIRASHIMA et al., 2023; MOHAMED et al., 2022; RIVERA-DÁVILA; SÁNCHEZ-MARTÍNEZ; RICO-MARTÍNEZ, 2022). Dentre os medicamentos comumente utilizados no controle de estágios larvais de *C. hominivorax*, destacam os seguintes ativos:

2.4.1. Clorpirifós

Clorpirifós ($C_9H_{11}Cl_3NO_3PS$) é uma molécula de peso molecular de 350,6 g/mol, coeficiente de partição de 4,96, solubilidade em água de 1,4 mg/L a 25°C e pressão de vapor de $2,5 \text{ PA} \times 10^{-2}$ à 25°C (PUBCHEM, 2025). Este fármaco pertence a classe dos organofosforados, lançado no mercado em 1965, inicialmente para controle de pragas domésticas (ATSDR, 1997). A ação inseticida de clorpirifós já foi comprovada por contato (GARLET et al., 2021, HOESAIN et al., 2023; NIDAGUNDI, KAMBREKAR, MALLAPUR, 2021), ingestão (CUNHA et al., 2025; PLATA-RUEDA et al., 2020; POTIN et al., 2022) e inalação (BRITO et al., 2021; N'GUESSAN et al., 2010; WAKIL et al., 2018). Como todos os organofosforados, clorpirifós tem ação neurotóxica, e intoxica artrópodes por paralisia espástica. Esta paralisia é decorrente da inibição da produção de acetilcolinesterase provocada por clorpirifós. Esta inibição causa excesso de acetilcolina no espaço inter sináptico e consequente paralisia espástica, devido a hiper estimulação dos receptores colinérgicos (ARONIADOU-

ANDERJASKA et al., 2023; BALALI-MOOD et al., 2021; ULLAH et al., 2023). Doses subletais deste fármaco também são capazes de causar redução na locomoção, alimentação, fecundidade e longevidade dos sobreviventes (KHOO, B.K., SHERMAN, M., 1979; RASHEED et al., 2020; RAO et al., 2005; SU et al., 2015; YANG et al., 2020).

2.4.2. Fipronil

Fipronil ($C_{12}H_4C_{12}F_6N_4OS$) é uma molécula de peso molecular de 437,1 g/mol, coeficiente de partição de 4,0, solubilidade em água de 1,9 à 20°C e pressão de vapor de $3,7 \times 10^{-7}$ PA a 25°C (PUBCHEM, 2025). Este fármaco pertence à classe dos fenilpirazois, lançado no mercado em 1993, inicialmente destinado ao controle de pragas agrícolas (HAMON, GAMBOA, GARCIA, 1996). Já foi comprovado que fipronil tem atividade por contato (BAGNERES et al., 2009; CASTRO-JANER, 2009; ROAT et al., 2013) e ingestão (BAGNERES et al., 2009; GALLO et al., 2023; MENA et al., 2023). Esta droga, como todos os fenilpirazois, age por meio do bloqueio dos receptores do ácido Gama-Aminobutírico (GABA), através da ligação aos receptores beta3, dos canais cloreto-dependentes. Esta ligação antagoniza o efeito do neurotransmissor GABA e provoca paralisia por hiperexcitação dos artrópodes (MAGALHÃES et al., 2018; ROSA et al., 2024; SINGH et al., 2021). Doses subletais de fipronil são capazes de causar atraso no desenvolvimento, redução de alimentação e redução de fecundidade em artrópodes (AL-BADRAN et al., 2018; CHANDLER et al., 2004; JINGUJI et al., 2018; STARK, VARGAS, 2005; ZALUSKI et al., 2015).

2.4.3. Doramectina

Doramectina ($C_{50}H_{74}O_{14}$) é uma molécula de peso molecular de 899,1 g/mol, coeficiente de partição em 25°C entre 4,39 e 4,43 e pressão de vapor próximo de 0 PA à 20°C (CHEMICALBOOK, 2025). Este fármaco pertence à classe das lactonas macrocíclicas, lançada no mercado em 1993, inicialmente para controle de endoparasitos de importância veterinária (GOUDIE, 1993; MEHLHORN, JONES, WALTHERLEY, 1993). A ação de doramectina se dá por meio de ingestão (DASH et al., 2025; KOLAR et al., 2008; ZELEKE et al., 2024) e contato (KHATER et al., 2013; MICHAEL, MEINKE, SHOOP, 2001; ROBAINA, CABALLERO, SUÁREZ, 2024). Doramectina, como todas as lactonas macrocíclicas, age por meio da ligação aos canais de cloreto glutamato-dependentes, que aumentam a permeabilidade

das células aos íons de cloro. Existe também um mecanismo secundário, que se baseia na ativação dos receptores de ácido gamma-aminobutírico (GABA). Estes mecanismos de ação resultam na hiperpolarização de membrana celular e paralisia flácida da neuromusculatura do parasito (JUNCO et al., 2021; MWACALIMBA et al., 2024; PRICHARD, 2021). Efeitos subletais de doramectina englobam redução de fecundidade (FRITZ, WALKER, MILLER, 2012; KOLAR et al., 2008), longevidade (DADOUR, COOK, HANNESSY, 2000) e desenvolvimento (GEORGE, DAVEY, 2004; MACKENZIE et al., 2022) dos artrópodes sobreviventes.

2.4.4. Fluralaner

Fluralaner ($C_{22}H_{17}Cl_2F_6N_3O_3$) é uma molécula de peso molecular de 556,2 g/mol, coeficiente de partição de 4,5 e pressão de vapor classificada como menor que 0,0000001 Pa, a 20°C (MSD, 2023). Esta molécula pertence a classe das isoxazolinas, lançada no mercado em 2014, já com o intuito de controle de ectoparasitos de importância veterinária (WILLIANS et al., 2014). A ação tóxica de fluralaner pode ser induzida tanto por meio de ingestão (ALLEN et al., 2020; PELLETIER et al., 2020; WILLIANS et al., 2015), quanto por meio de contato com o parasito (JIANG et al., 2017; LAWSON, MCDERMOTT, 2023; SCHNEIDER et al., 2025). Fluralaner, assim como todas as isoxazolinas atua por meio do bloqueio dos receptores GABA e canais Glutamato de Cloro e, com isso causa paralisia por hiperexcitação do parasito (KONO et al., 2022; OZOE, ASAH, 2025; ZHOU et al., 2025). Doses subletais de fluralaner causam redução de desenvolvimento, de fecundidade e de longevidade (ALCÂNTARA et al., 2023; LEVITICUS et al., 2019; LIU et al., 2018; REN, WANG, YUAN, 2024; SHAH et al., 2024).

2.5. Metodologias *in vitro* para testes larvicidas em Calliphoridae.

Diferentes trabalhos já avaliaram testes larvicidas contra todos os estádios larvais de diferentes espécies pertencentes à família Calliphoridae, exceto *Cochliomyia hominivorax*, como descrito no quadro 3. Nesta revisão, podemos observar que a maioria dos artigos que fazem testes larvicidas *in vitro* com outros califórídeos, utilizam a metodologia de ingestão (17), seguidos por metodologias de impregnação (10) e imersão larval (10) e, por último, aplicação tópica (4).

Quadro 3: Testes *in vitro* contra larvas de califórídeos encontrados na literatura.

Princípio Ativo	Tipo de teste	Tempo de avaliação	Espécie desafiada	Estádio Larval	CL ₅₀	Referência
Extrato em n-hexano de <i>Plumbago scandens</i> L.	Aplicação tópica	Não informado	<i>Chrysomya putoria</i>	L1	Não calculado	Lopes et al. (2014)
Óleo essencial de <i>Lantana camara</i>	Aplicação tópica	48h	<i>Chrysomya megacephala</i>	L3	Não calculada	Jyoti e Maddheshiya (2023).
Óleo essencial de <i>Lippia sidoides</i> , <i>Laurus nobilis</i> , além dos monoterpenoides 1,8-cileole e linalool	Aplicação tópica	Não informado	<i>Chrysomya megacephala</i>	L1	Não calculada	Dos Santos et al. (2023).
Extrato Etanólico de <i>Stemona collinsiae</i> .	Aplicação tópica	Não informado	<i>Chrysomya megacephala</i>	L3	> 73.92 mg/larva	Sakulpanich, Attrapadung, Gritsanapan, (2023)
Ivermectina e Espinosade	Imersão 15s	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não calculada	Levot, Sales (2008)
Ivermectina e Espinosade	Imersão 1s	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não calculada	Levot, Sales (2008)
Ivermectina e Espinosade	Imersão 30s	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não calculada	Levot, Sales (2008)
Ivermectina e Espinosade	Imersão por 1 min	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não calculada	Levot, Sales (2008)
Extrato de éter de petróleo de <i>Artemisia absinthium</i>	Imersão por 30s	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	0.11 g/ml	Alhuras, Elsheiki, El-Ghiet (2022)
Extrato metanólico de <i>Artemisia absinthium</i>	Imersão por 30s	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	0.39 g/ml	Alhuras, Elsheiki, El-Ghiet (2022)
Extrato de acetona de <i>Artemisia absinthium</i>	Imersão por 30s	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	0.21 g/ml	Alhuras, Elsheiki, El-Ghiet (2022)
Extrato metanólico de <i>Ficus palmate</i>	Imersão por 30s	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L2	47.406 ppm	Al-Jameeli et al. (2021)
Extrato metanólico de <i>Juniperus procera</i>	Imersão por 30s	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L2	73.3902 ppm	Al-Jameeli et al. (2021)
Extrato metanólico de <i>Nerium oleander</i>	Imersão por 30s	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L2	43.1236 ppm	Al-Jameeli et al. (2021)
Extrato metanólico de <i>Azadirachta indica</i>	Imersão por 30s	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	1.07 g/100 ml	Singh, Kaur (2016)
Extrato de clorofórmio de <i>Azadirachta indica</i>	Imersão por 30s	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	1.7 g/100 ml	Singh, Kaur (2016)
Extrato de éter petróleo de <i>Azadirachta indica</i>	Imersão por 30s	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	3.39g/100 ml	Singh, Kaur (2016)
Extrato de etil acetato de <i>Azadirachta indica</i>	Imersão por 30s	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	4.9 g/100 ml	Singh, Kaur (2016)
Óleo de gerânio de <i>Pelargonium graveolens</i>	Imersão por 5 min	15 dias	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não informado	Saraiva et al. (2020)
Óleo essencial de <i>Myristica fragrans</i> e diazinon	Imersão por 5 min	Não informado	<i>Chrysomya albiceps</i>	L3	Não calculada	Cossetin et al. (2021)
Óleo essencial de <i>Lavandula dentata</i> L. e diazinon	Imersão por 5 min	Não informado	<i>Chrysomya albiceps</i>	L3	Não calculada	Cossetin et al. (2018)
Ácido bórico, diazinon, ivermectina	Imersão por 1 min	14 dias	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não informado	Callander, James (2012)

Óleo essencial de <i>Cinnamomum camphora</i> e <i>Lavandula angustifolia</i>	Imersão por 1 min	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L3	Não calculada	Shalaby et al. (2015)
Alfa-cipermetrina e piperonil-butóxido	Impregnação em algodão	5-7 dias	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	Não calculado	Kotza, Rolls (2023)
Óleo essencial de <i>Melaleuca alternifolia</i>	Impregnação em papel filtro	24h	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	0,61%	Callander, James (2012)
Ivermectina	Impregnação em papel filtro	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	4.5 – 19.5 µg/L de acordo com a população desafiada	Levot, Sales (2002)
Solução em etanol de óleo essencial de <i>Piper gaudichaudianum</i>	Impregnação em papel filtro	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	2.19 µL/cm ²	Chaaban et al. (2018)
Solução em acetona de óleo essencial de <i>Piper gaudichaudianum</i>	Impregnação em papel filtro	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	6.05 µL/cm ²	Chaaban et al. (2018)
Solução de etanol de óleo essencial de <i>Tagetes minuta</i>	Impregnação em papel filtro	48h	<i>Cochliomyia macellaria</i>	L3	0.580 µL/cm ²	Chaaban et al. (2017)
Solução de acetona de óleo essencial de <i>Tagetes minuta</i>	Impregnação em papel filtro	48h	<i>Cochliomyia macellaria</i>	L3	1.50 µL/cm ²	Chaaban et al. (2017)
Diazinon	Impregnação em papel filtro	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	0.1 a 3.28 de acordo com a população desafiada	Levot, Sales (2008)
Diflubenzuron	Impregnação em papel filtro	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	0.14 a >512 de acordo com a população desafiada	Levot, Sales (2008)
Ivermectina	Impregnação em papel filtro	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	0.007 a 0.023 de acordo com a população desafiada	Levot, Sales (2008)
Espinosade	Impregnação em papel filtro	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	0.10 a 0.28 de acordo com a população desafiada	Levot, Sales (2008)
Extrato etanólico de <i>Stemona collinsiae</i> .	Impregnação em papel filtro	Não informado	<i>Chrysomya megacephala</i>	L3	1.005 mg/cm ² /larva	Sakulpanich, Attrapadung, Gritsanapan, (2023)
Óleo essencial de <i>Piper betle</i>	Impregnação em placa	4h	<i>Chrysomya bezziana</i>	L1 e L2	Não calculado	Whardana et al. (2007)
Aguarrás mineral desaromatizada; extrato de <i>Cassia alata</i>	Impregnação em placa	4h	<i>Chrysomya megacephala</i>	L1 e L2	Não calculado	Kumarasingh e et al. (2002)

Extrato metanólico de <i>Azadirachta indica</i>	Impregnação na placa	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	0.4 mg/cm ²	Singh, Kaur (2016)
Extrato de clorofórmio de <i>Azadirachta indica</i>	Impregnação na placa	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	0.6 mg/cm ²	Singh, Kaur (2016)
Extrato de etil acetato de <i>Azadirachta indica</i>	Impregnação na placa	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	2.1 mg/cm ²	Singh, Kaur (2016)
Extrato de éter petróleo de <i>Azadirachta indica</i>	Impregnação na placa	7 dias	<i>Chrysomya bezziana</i>	L3	2.5 mg/cm ²	Singh, Kaur (2016)
Ácido bórico, ivermectina e diazinon	Ingestão	14 dias	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não informado	Callander, James (2012)
Extrato alcoólico de folhas e frutos de <i>Solanum nigrum</i>	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	Não calculado	Lefta (2022)
Extrato alcaloide de folhas e frutos de <i>Solanum nigrum</i>	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	Não calculado	Lefta (2022)
Extrato metanólico de <i>Ficus palmate</i>	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L2	15.9675 ppm	Al-Jameeli et al. (2021).
Extrato metanólico de <i>Juniperus procera</i>	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L2	37.2409 ppm	Al-Jameeli et al. (2021).
Extrato metanólico de <i>Nerium oleander</i>	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L2	33.7264 ppm	Al-Jameeli et al. (2021).
Extrato aquoso de <i>Lobelia leschenaultiana</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	6.5 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato etanólico de <i>Lobelia leschenaultiana</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	3.4 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato etanólico de <i>Dodonaea viscosa</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	28.3 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato aquoso de <i>Dodonaea viscosa</i> , <i>Eupatorium adenophorum</i> , <i>Euphorbia rothiana</i> , <i>Strobilanthes foliosus</i> , <i>Solanum violaceum</i> , <i>Berberis tinctoria</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	Não informado	Banumathi et al. (2018)
Extrato etanólico de <i>Eupatorium adenophorum</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	65.5 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato etanólico de <i>Euphorbia rothiana</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	13.8 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato etanólico de <i>Solanum violaceum</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	38.2 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato etanólico de <i>Berberis tinctoria</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	26.5 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Acetato de Zinco	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	38.2 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Nanopartículas de óxido de Zinco de extrato foliar de <i>Lobelia leschenaultiana</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L2	0.78 mg/L	Banumathi et al. (2018)
Extrato de acetona de <i>Ailanthus altissima</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L3	1.37%	Khater (2017)
Extrato de acetona de <i>Anethum graveolens</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L3	0.31%	Khater (2017)
Extrato de acetona de <i>Coriandrum sativum</i>	Ingestão	24h	<i>Lucilia sericata</i>	L3	0.87%	Khater (2017)
Clorfuazuron	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L3	Não calculado	Khater (2021c)
Lufenuron	Ingestão	24h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L3	Não calculado	Khater (2021c)

Óleo essencial de <i>Melaleuca alternifolia</i>	Ingestão	24h e 48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L2	Não informado	Callander, James (2012)
--	----------	-----------	----------------------------	----	------------------	----------------------------

Óleo essencial de <i>Melaleuca alternifolia</i>	Ingestão	24h e 48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	Não informado	Callander, James (2012)
Toxina de 13B de <i>Bacillus thuringiensis</i>	Ingestão	48h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	607 µg ml ⁻¹	Johnson, Bishop, Turner (1998)
Toxina de 4412 de <i>Bacillus thuringiensis</i>	Ingestão	48h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	807 µg ml ⁻¹	Johnson, Bishop, Turner (1998)
Toxina de HD-2 de <i>Bacillus thuringiensis</i>	Ingestão	48h	<i>Chrysomya albiceps</i>	L1	1390 µg ml ⁻¹	Johnson, Bishop, Turner (1998)
Toxina de 13B de <i>Bacillus thuringiensis</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	150 µg ml ⁻¹	Johnson, Bishop, Turner (1998)
Toxina de 4412 de <i>Bacillus thuringiensis</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	303 µg ml ⁻¹	Johnson, Bishop, Turner (1998)
Toxina de HD-2 de <i>Bacillus thuringiensis</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	200 µg ml ⁻¹	Johnson, Bishop, Turner (1998)
Fluralaner	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L1	Não calculado	Gassel et al. (2014)
Fipronil	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L1	Não calculado	Gassel et al. (2014)
Dieldrina	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L1	Não calculado	Gassel et al. (2014)
Imidacloprid	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L1	Não calculado	Gassel et al. (2014)
Deltametrina	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L1	Não calculado	Gassel et al. (2014)
Nanopartículas de <i>Nerium oleander</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L3	21 ppm	Abdel-Meguid et al. (2022)
Extrato metanólico de <i>Nerium oleander</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia sericata</i>	L3	389 ppm	Abdel-Meguid et al. (2022)
Extrato metanólico de <i>Enteromorpha compressa</i>	Ingestão	48h	<i>Calliphora vicina</i>	L3	8.678 g/L	Al-Jaber Hatem., (2021)
Imidaclopride	Ingestão	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	0.00053%	Khater et al. (2021a)
Óleo essencial de <i>Syzygium aromaticum</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	6.06%	Khater et al. (2021a)
Óleo essencial de <i>Mentha longifolia</i>	Ingestão	48h	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	3.35%	Khater et al. (2021a)
Deltametrina	Ingestão	48h	<i>Lucilia silvarum</i>	L3	9.47 ppm	Khater et al. (2021b)
Abamectina	Ingestão	48h	<i>Lucilia silvarum</i>	L3	12.46 ppm	Khater et al. (2021b)
Diazinon	Ingestão	48h	<i>Lucilia silvarum</i>	L3	37.95 ppm	Khater et al. (2021b)
Extrato alcoólico de <i>Commiphora molmol</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	6.03 mg/ml	Hoda et al. (2016)
Extrato alcoólico de <i>Balanites aegyptiaca</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L1	142.278 mg/ml	Hoda et al. (2016)
Extrato alcoólico de <i>Commiphora molmol</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L2	7.96 mg/ml	Hoda et al. (2016)

Extrato alcoólico de <i>Balanites aegyptiaca</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L2	216.054 mg/ml	Hoda et al. (2016)
Óleo essencial de <i>Trigonella foenum-graecum</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	2.81%	Khater, Khater (2009)
Óleo essencial de <i>Apium graveolens</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	4.60%	Khater, Khater (2009)
Óleo essencial de <i>Raphanus sativus</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	6.93%	Khater, Khater (2009)
Óleo essencial de <i>Brassica campestris</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	7.92%	Khater, Khater (2009)
Extrato alcoólico de <i>Commiphora molmol</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	6.55 mg/ml	Hoda et al. (2016)
Extrato alcoólico de <i>Balanites aegyptiaca</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia cuprina</i>	L3	371.15 mg/ml	Hoda et al. (2016)
Óleo essencial de <i>Lactuca sativa</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	0.57%	Khater, Ramadan, Mageid (2013)
Óleo essencial de <i>Matricaria chamomilla</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	0.85%	Khater, Ramadan, Mageid (2013)
Óleo essencial de <i>Pimpinella anisum</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	2.74%	Khater, Ramadan, Mageid (2013)
Óleo essencial de <i>Rosmarinus officinalis</i>	Ingestão	Não informado	<i>Lucilia sericata</i>	L3	6.77%	Khater, Ramadan, Mageid (2013)

Quando se trata de bioensaios com *C. hominivorax*, há variação de metodologias de acordo com cada autor e mesmo com o estágio da larva testado. Em testes com L2, Silva e Azeredo-Spin (2009) optaram pela utilização de teste de ingestão, por meio de impregnação do meio com cipermetrina. Barros et al. (2018), em seu trabalho unicamente com L3, optaram por testes de contato, por meio metodologia de exposição tópica por gotejamento com medicamento homeopático. De Barros et al. (2022), expõem as larvas L3, também por contato direto, porém de uma maneira diferente. Desta vez, as larvas ficam mantidas na pomada de medicamentos homeopáticos testada até o período da sua emergência. Bricarello et al. (2021), também utilizam testes de contato direto, desta vez, com L1 e L2. Estes autores, por sua vez, não gotejaram o ativo nas larvas, como é geralmente descrito, mas sim borrifaram uma nanoemulsão de óleo essencial de *Cymbopogon winterianus* nas larvas, antes de realocá-las em um novo meio de cultivo. Em trabalhos que utilizam apenas L3, a metodologia mais encontrada é de impregnação em papel filtro, que avalia o contato residual de óleos essenciais e compostos botânicos com as larvas (MEDEIROS et al. 2023, 2025; BARROS, SEUGLING, BRICARELLO 2019; SEUGLING et al. 2019). Há também autores que padronizam uma única metodologia para os

três estágios larvais. Nogueira et al. (2020), determinaram uma metodologia de impregnação de meio modificada, em que cinco produtos comerciais de uso tópico foram adicionados sobre o meio em que cada um dos três estágios larvais se encontrava, em quantidade suficiente para que todas as larvas ficassem totalmente imersas. Por outro lado, Wedy et al. (2023), apesar de também adicionarem o ativo ivermectina no meio, o fizeram apenas com o intuito de expor as larvas ao ativo por ingestão e não por imersão.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Obtenção das larvas de terceiro instar de *Cochliomyia hominivorax*

Para o desenvolvimento dos testes *in vitro*, foram utilizadas larvas de *C. hominivorax* provenientes da colônia estabelecida no Laboratório de Quimioterapia Experimental em Parasitologia Veterinária (LQEPV), da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ). Esta colônia de moscas está registrada sob o CEUA nº 86340220223.

Foi fornecido um substrato de oviposição em gaiolas com moscas fêmeas adultas para a obtenção de larvas de primeiro estágio. O substrato de oviposição consistiu em 20 g de carne moída disposta nas laterais de uma placa de Petri de plástico (10 cm x 10 cm x 2 cm) umedecida com 10 mL de sangue bovino com anticoagulante aquecido à temperatura de aproximadamente 35° C. Sobre este meio, foi colocado um pedaço retangular de papel filtro para facilitar a alimentação das moscas. O substrato de oviposição foi transferido para as gaiolas e as posturas foram retiradas diariamente. Os ovos e/ou larvas, quando presentes, foram removidos do substrato com auxílio de pinça e colocados diretamente em recipientes de polipropileno com capacidade de 145 mL com tampa telada preenchida com aproximadamente 60g de dieta larval. As larvas de *C. hominivorax* foram colocadas em câmaras climatizadas (com demanda bioquímica de oxigênio) com temperatura a 27°C e umidade relativa (UR) de 70%, conforme utilizado na metodologia descrita por Assis (2022), a fim de permitir a alimentação destas larvas ao longo de seu desenvolvimento. Os materiais utilizados para a produção do meio larval, bem como suas marcas comerciais estão representados no quadro 4:

Quadro 4: Materiais necessários para a dieta larval das moscas:

Material	Quantidade	Marca Comercial
----------	------------	-----------------

Água filtrada	630 mL	-
---------------	--------	---

Sangue bovino com anticoagulante EDTA	225 mL	-
Ovos de galinha	3 unidades	-
Formaldeído (37%)	1 mL	-
Leite em pó desnatado	40 g	Molico®
Gel para plantio	30 g	Forth®

Para obtenção das larvas de terceiro estágio, o material incubado em câmaras climatizadas foi adicionado diariamente meio larval. Após 48 horas de incubação, de acordo com a presença e atividade das larvas, o recipiente foi acondicionado em outro reservatório preenchido por vermiculita. Quando a L3 atinge a fase de pré-pupa, ela para de se alimentar e deixa o meio larval. Ao encontrar a vermiculita presente no segundo recipiente, ela se aprofunda neste ambiente e dá continuidade à evolução para fase de pupa. A figura 1 ilustra larvas de *C. hominivorax* que já atingiram estágio de L3.



Figura 1: Larvas de terceiro instar (L3) provenientes da colônia de *Cochliomyia hominivorax* do LQEPV.

3.2 Avaliação da sobrevivência das larvas de *Cochliomyia hominivorax* a diferentes tempos de imersão

Inicialmente, avaliou-se a sobrevivência das larvas quando imersas em água destilada por diferentes tempos. Esta etapa foi necessária para garantir que larvas de *C. hominivorax* são resistentes aos períodos de imersão. Caso houvesse mortalidade estatisticamente significativa de larvas nesta etapa, não haveria testes seguintes que utilizassem a metodologia de imersão nos tempos que foram prejudiciais às larvas. A imersão foi avaliada nos tempos de 1 minuto, 3 minutos, 5 minutos, 10 minutos e 15 minutos, cada categoria em sextuplicata, com 10 larvas por réplica em cada um destes tempos, além do grupo controle, que não sofreu imersão. O volume total de água utilizada para imersão das larvas foi de 10 mL, adicionado em um recipiente de 200 mL, para todos os tratamentos. Após a imersão, cada recipiente utilizado como réplica foi vertido em uma peneira de alumínio para que as larvas fossem recuperadas e posteriormente submetidas a secagem parcial em papel absorvente. Com o auxílio de uma pinça entomológica, as larvas foram transferidas para placas de Petri de 60 x 15 mm de diâmetro e recobertas por discos de papel filtro de mesmo tamanho, para concluir o processo de secagem das mesmas. As placas foram incubadas em câmaras climatizadas a 28° C e 70% de umidade relativa (UR). O percentual de mortalidade diária observado foi calculado pela fórmula: **Percentual de Mortalidade = (Número de larvas mortas / Total de larvas incubadas) x 100.**

A emergência de moscas adultas por réplica foi analisada 10 dias após a incubação das mesmas larvas expostas aos diferentes tempos de imersão. Este período foi delimitado como suficiente para que as moscas emergissem e morressem para facilitar a contagem e observação de todos os indivíduos. O percentual de emergência foi calculado pela seguinte fórmula: **(%) Percentual de Emergência = (Número de adultos emergidos / Total de larvas incubadas) x 100.**

3.3. Preparo das diluições

Para o ensaio de imersão, foram inicialmente preparadas soluções-estoque dos princípios ativos nas seguintes concentrações: 5.000 µg/mL para fipronil e 10.000 µg/mL para clorpirifós, fluralaner e doramectina. A partir das soluções-estoque, foram diluídas nove faixas de concentração para cada fármaco, a fim de se obter uma CL₅₀. Para fipronil as concentrações

escolhidas foram de 1, 5, 10, 25, 250, 500, 1.000, 2.500 e 5.000 µg/mL, enquanto para os demais fármacos testados as concentrações de eleição foram 1, 10, 25, 250, 500, 1.000, 2.500, 5.000 e 10.000 µg/mL.

As soluções utilizadas para o teste de impregnação em papel filtro foram diluídas exclusivamente em acetona PA, tanto para a preparação da solução-estoque, quanto para as diluições subsequentes. No caso das diluições feitas para os testes de imersão foi preparado um diluente composto por acetona (10%), dimetilsulfóxido (DMSO, 2%), Triton X-100 (2%) e N-metilpirrolidona em quantidade suficiente para completar o volume total, para a preparação da solução-estoque. As diluições diretas foram feitas em um diluente aquoso, contendo DMSO (0,8%), acetona (0,25%), Triton X-100 (0,04%), N-metilpirrolidona (0,08%) e água destilada como componente complementar do volume final.

3.4. Testes de impregnação em papel filtro

Foram utilizadas placas de Petri (60 mm × 15 mm), organizadas em sextuplicata para cada uma das nove concentrações testadas de cada princípio ativo. Também foram incluídos dois grupos adicionais: um grupo controle, sem qualquer impregnação, e outro denominado controle de veículo, contendo apenas o diluente em que os fármacos foram diluídos, conforme descrito por Medeiros et al. (2023). O primeiro grupo controle confirma a viabilidade da geração de *C. hominivorax* utilizada no teste, enquanto o segundo, a seguridade do diluente.

Inicialmente, discos de papel filtro (Whatman nº1, 80g, com área de 23,76 cm²) foram dispostos sobre retângulos de papel laminado para o processo de impregnação. Cada disco recebeu 470 µL da solução correspondente à concentração específica. Os tratamentos foram aplicados em ordem crescente de concentração para evitar contaminação cruzada. Após a aplicação, os discos foram deixados em ambiente controlado por 30 minutos para permitir a completa evaporação da acetona e secagem do papel filtro.

Uma vez secos, os discos foram individualmente acondicionados em placas de Petri previamente identificadas com princípio ativo, a concentração e o número da repetição.

Em seguida, 10 larvas L3 de *C. hominivorax* foram alocadas em cada placa. As larvas utilizadas foram coletadas aproximadamente 24 horas após abandonarem espontaneamente o meio larval e permanecerem sob a vermiculita. A manipulação foi realizada com pinças entomológicas, visando minimizar o estresse e garantir a integridade dos espécimes. Todo este procedimento é esquematizado na figura 2:



Figura 2: Esquema da metodologia de bioensaios com *Cochliomyia hominivorax* através de impregnação dos ativos em papel filtro.

Após a adição das larvas, as placas foram agrupadas e transferidas para câmaras climatizadas, mantidas a 28 °C e 70% de (UR). As observações da viabilidade larval foram realizadas em 24, 48 e 72 horas após a incubação. Após 10 dias de incubação, foi observado a emergência das mesmas larvas em que foi avaliada a atividade larvicida. O cálculo do percentual de mortalidade foi realizado de acordo com a fórmula de mortalidade corrigida descrita no manual da FAO (2022) modificado: **Percentual de mortalidade = [(Percentual de mortos tratado – Percentual de mortos no controle de veículo) / (100 - percentual de mortos no controle de veículo)] x 100.**

Após o período final de 10 dias, não foi calculado um percentual de emergência das larvas, mas sim um percentual de inibição de emergência corrigido, de acordo com a fórmula descrita no manual da FAO (2022) modificada: **Percentual de inibição de Emergência = [(Percentual de não emergidos no tratado – Percentual de não emergidos no controle de veículo) / (100 – Percentual de não emergidos no controle de veículo)] x 100.**

3.5. Testes de imersão

Larvas de terceiro estágio foram submetidas aos testes de imersão por 1, 3 e 5 minutos com as mesmas concentrações que foram usadas nos testes de impregnação em papel filtro de cada ativo, além do controle e controle de veículo, como descrito no teste de impregnação em

papel filtro. O teste foi baseado no teste de Mustika et al. (2016) modificado. Com o auxílio de uma seringa de 20 mL, a solução de cada concentração foi homogeneizada e retirada uma alíquota de 10 mL para a distribuição em seis recipientes de vidro de 200 mL, que assumiram o papel de réplicas. Dez larvas em estágio L3 de *C. hominivorax* previamente separadas foram mergulhadas em cada réplica de modo que a larva se mantivesse completamente imersa nos tratamentos. Após a imersão das larvas, o recipiente em que as mesmas se encontravam mergulhadas no ativo foi vertido sobre uma peneira de alumínio para que as larvas fossem recuperadas e secas em papel absorvente. Após secagem parcial, as larvas foram transferidas com o auxílio de uma pinça entomológica, para placas de Petri de 60 x 15 mm de diâmetro, recobertas por discos de papel filtro de mesmo tamanho, para completarem seu processo de secagem. É importante ressaltar que cada concentração foi testada nos três tempos de imersão. Terminados os testes com uma concentração, iniciaram-se os testes com a maior concentração imediata à anterior, novamente nos tempos de imersão de um, três e cinco minutos. Posteriormente, as larvas foram incubadas em câmara climatizada a 28°C e 70% de UR. As observações foram realizadas após incubação com 24h, 48h e 72h para verificação da sobrevivência das larvas. A emergência de moscas adultas por réplica de cada concentração foi quantificada 10 dias após a incubação. O cálculo do percentual de mortalidade e de inibição de emergência de adultos foi realizado com a mesma fórmula descrita no tópico 3.4. Este procedimento está representado na figura 3:



Figura 3: Esquema da metodologia de bioensios com *Cochliomyia hominivorax* através da metodologia de imersão larval em solução.

3.6 Análises estatísticas

Os dados obtidos no teste foram tabulados no software para planilhas eletrônicas Microsoft excel (Versão 365. Redmond, WA: Microsoft, 2023) onde foram obtidos os dados de mortalidade, mortalidade corrigida, percentual de emergência e percentual de inibição de emergência. Todos os dados foram verificados quanto a sua normalidade pelo teste estatístico de Shapiro-Wilk e foram considerados não paramétricos. Neste caso a comparação entre o número de larvas mortas e adultos emergidos nos diferentes tempos de imersão foi feita pelo teste estatístico de Kruskal-Wallis, seguido do teste de Dunn com intervalo de confiança de 95% ($p < 0,05$) realizados por meio do programa computacional BioEstat, versão 5.0 (AYRES et al., 2007).

Os cálculos das concentrações letais 50 (CL₅₀) foram realizados por meio do programa computacional R, interface Rstudio, versão 4.1.1. Foi utilizado o pacote estatístico Ecotoxicology, com intervalo de confiança de 95% ($p < 0,05$) para a análise probit. A validade dos modelos gerados pelo programa foi avaliada pelo teste qui-quadrado de heterogenicidade (R CORE TEAM, 2023; RSTUDIO, 2023).

4 RESULTADOS

4.1 Avaliação da sobrevivência das de *Cochliomyia hominivorax* aos diferentes tempos de imersão em água.

Os percentuais de mortalidade das larvas e de emergência de adultos podem ser observados na Tabela 1. Não houve diferença estatística entre mortalidade ou emergência de nenhum dos tempos de imersão e o grupo controle, não emergido. Nas primeiras 24h de leitura, não foi observado mortalidade no grupo controle e em nenhum dos tempos de imersão testados. A partir de 48h, foram observadas as primeiras larvas mortas em todos os grupos, com exceção do grupo de imersão em 5 minutos. Mesmo assim, o percentual de mortalidade de nenhum dos grupos ultrapassou 3,3% da amostra avaliada. A maior mortalidade de larvas foi alcançada em 72h no tempo de 1 minuto de imersão, que atingiu 10% da amostra avaliada. A menor

mortalidade a 72h de leitura foi observada nos tempos de 5, 10 e 15 minutos de imersão, que obtiveram 1,7% de mortalidade da amostra. Apenas as larvas submetidas ao período de imersão de 1 minuto obtiveram percentual de mortalidade médio maior que observado no grupo controle. Quanto à emergência, a menor taxa foi observada nas larvas que foram imersas por período de 3 minutos, de 63,3%, enquanto a maior taxa foi observada nas que passaram por período de 10 minutos de imersão, de 81,7%. As larvas que passaram pelos maiores tempos de imersão (10 e 15 minutos) foram as que apresentaram percentual de emergência numericamente maior em relação ao grupo controle.

Tabela 1. Percentual de mortalidade médio de larvas de terceiro ínstar de *Cochliomyia hominivorax* submetidas a diferentes períodos de imersão em água.

Tempo de imersão	Mortalidade (%)			Emergência (%)
	24 horas	48 horas	72 horas	10 dias
Controle	0.0 ^a	3.3 ^a	8.3 ^a	71.7 ^a
1 min	0.0 ^a	3.3 ^a	10.0 ^a	71.7 ^a
3 min	0.0 ^a	1.7 ^a	5.0 ^a	63.3 ^a
5 min	0.0 ^a	0.0 ^a	1.7 ^a	66.7 ^a
10 min	0.0 ^a	1.7 ^a	1.7 ^a	81.7 ^a
15 min	0.0 ^a	0.0 ^a	1.7 ^a	73.3 ^a

A letra “a” denota ausência de diferença estatística significativa ($p > 0,05$) em relação ao grupo controle em todas as leituras, conforme análise estatística adotada.

4.2 Bioensaios com Clorpirifós

Nas primeiras 24 horas, não foram observadas grandes mortalidades em larvas expostas a nenhuma das metodologias expostas ao clorpirifós (figuras 4-7). A máxima mortalidade corrigida alcançada foi de 11,7% na metodologia de impregnação em papel filtro, na maior concentração avaliada, de 10.000 µg/mL (figura 4). No entanto, sinais de toxicidade subletal, como redução e anormalidade na movimentação das larvas, de modo que elas não conseguissem rastejar por toda a placa, já foram notados a partir da concentração de 5.000 µg/mL no tratamento de imersão por um e três minutos, e a partir de 2.500 µg/mL no tratamento de imersão por cinco minutos. Na metodologia de impregnação em papel filtro, alterações comportamentais similares foram registradas em concentrações mais baixas, a partir de 500 µg/mL. As maiores mortalidades corrigidas observadas nos tempos de imersão de 1, 3 e 5 minutos foram de 3,3%; 3,4% e 3,3%, respectivamente (figuras 5-7). Neste mesmo período de observação, o grupo controle apresentou mortalidade máxima bruta de 5%, na metodologia de

impregnação em papel filtro, enquanto não houve mortalidade no controle de veículo em nenhuma das metodologias avaliadas.

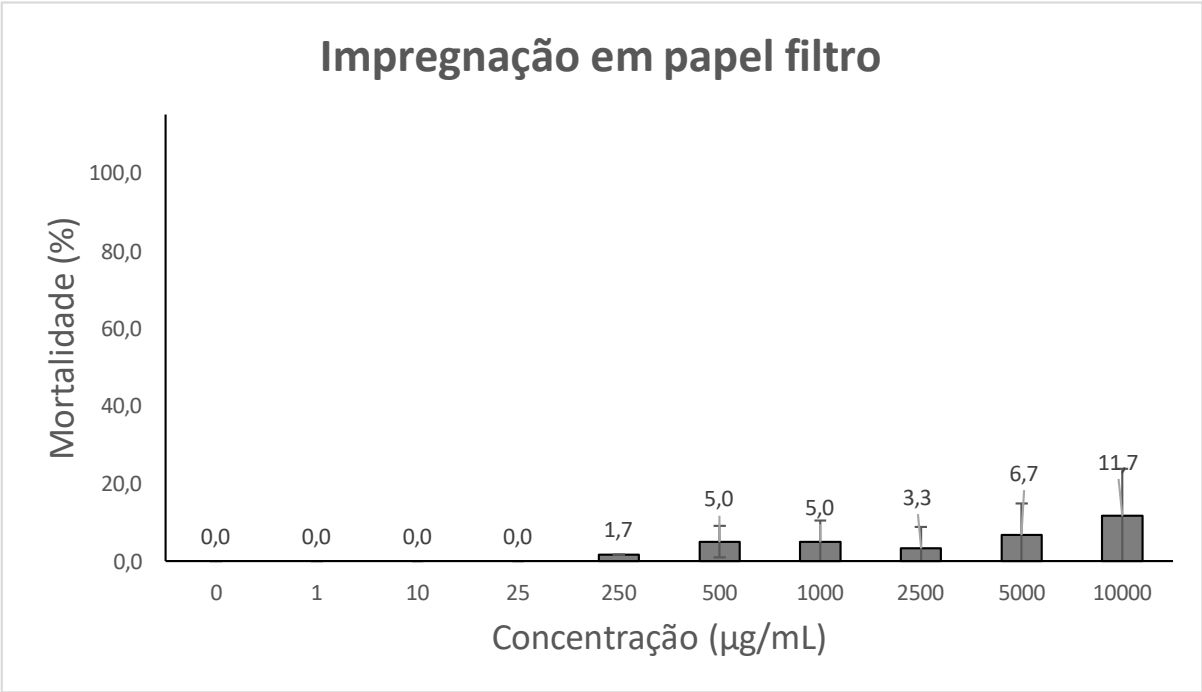


Figura 4: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

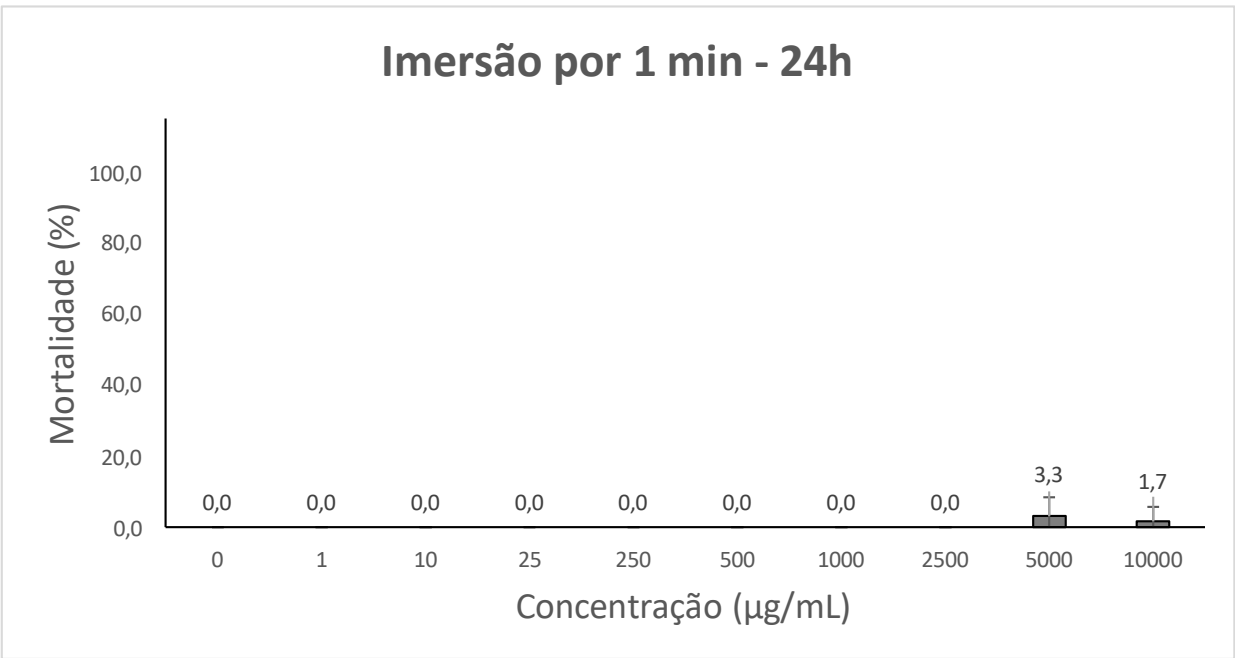


Figura 5: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de

clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

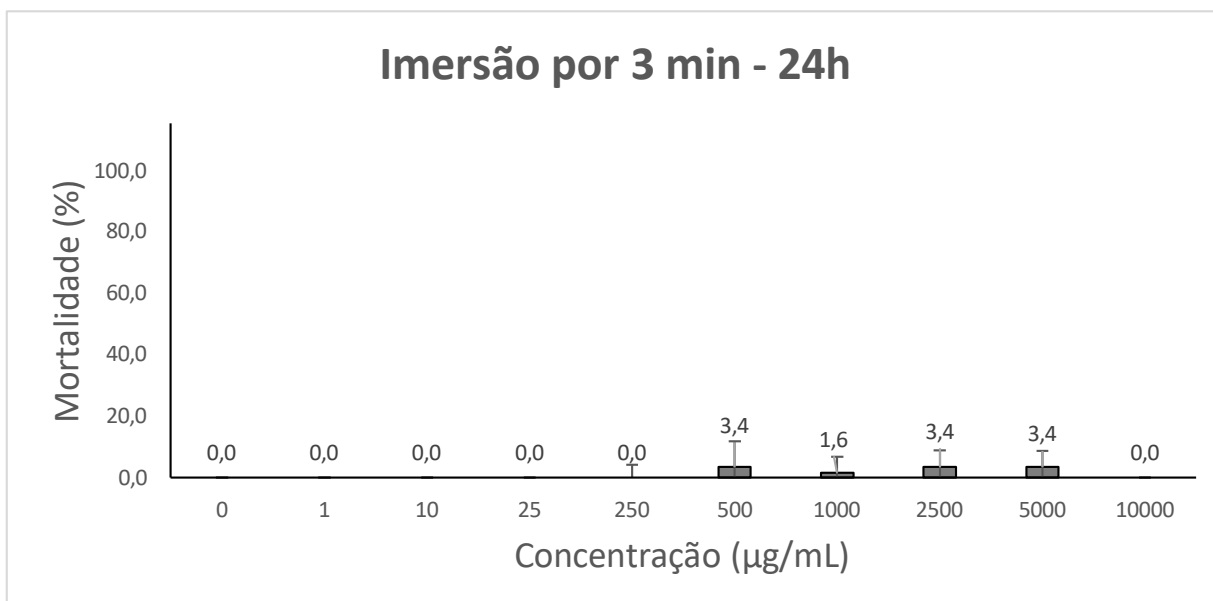


Figura 6: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

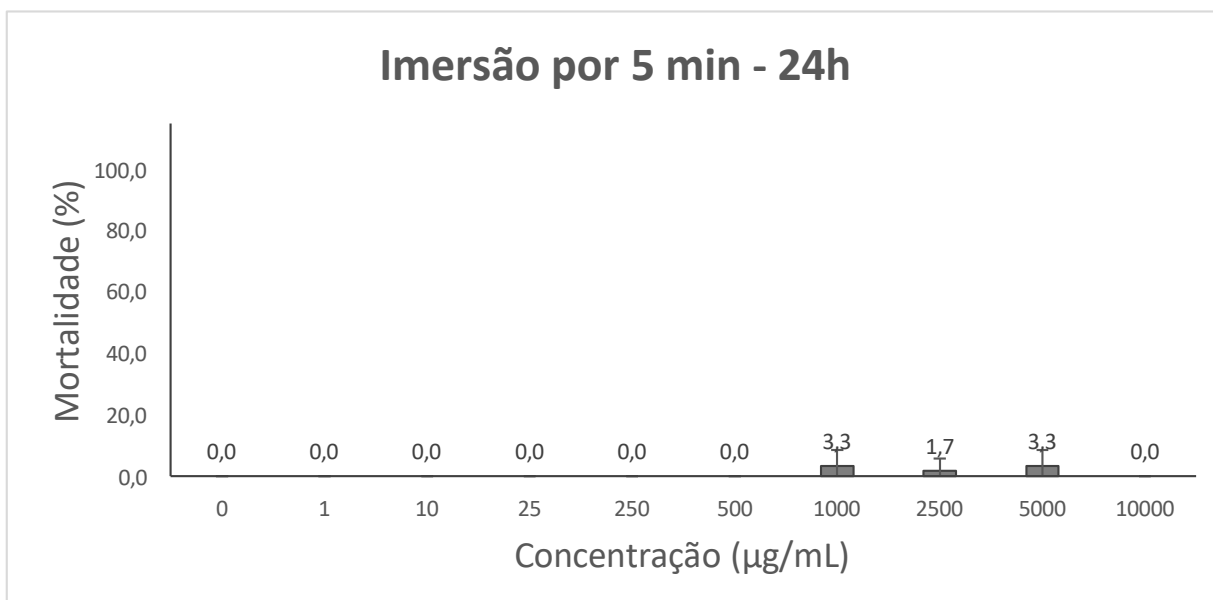


Figura 7: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

No período de leitura de 48 horas, maiores mortalidades foram observadas em todas as metodologias (figuras 8-11). A maior mortalidade corrigida observada foi de 51,7%, na metodologia de imersão por um minuto, na maior concentração avaliada, de 10.000 µg/mL

(figura 9). As maiores mortalidades corrigidas encontradas nos períodos de imersão de 3 e 5 minutos e foram de 42,9% e 36,7%, respectivamente, enquanto na impregnação em papel filtro a maior mortalidade corrigida atingiu 48,3% (figuras 8,10 e 11). No grupo controle, a maior mortalidade bruta em 48h foi de 6,7%, observada na metodologia de impregnação. A maior mortalidade bruta do controle de veículo nesse período foi de 5%, no teste de imersão por cinco minutos.

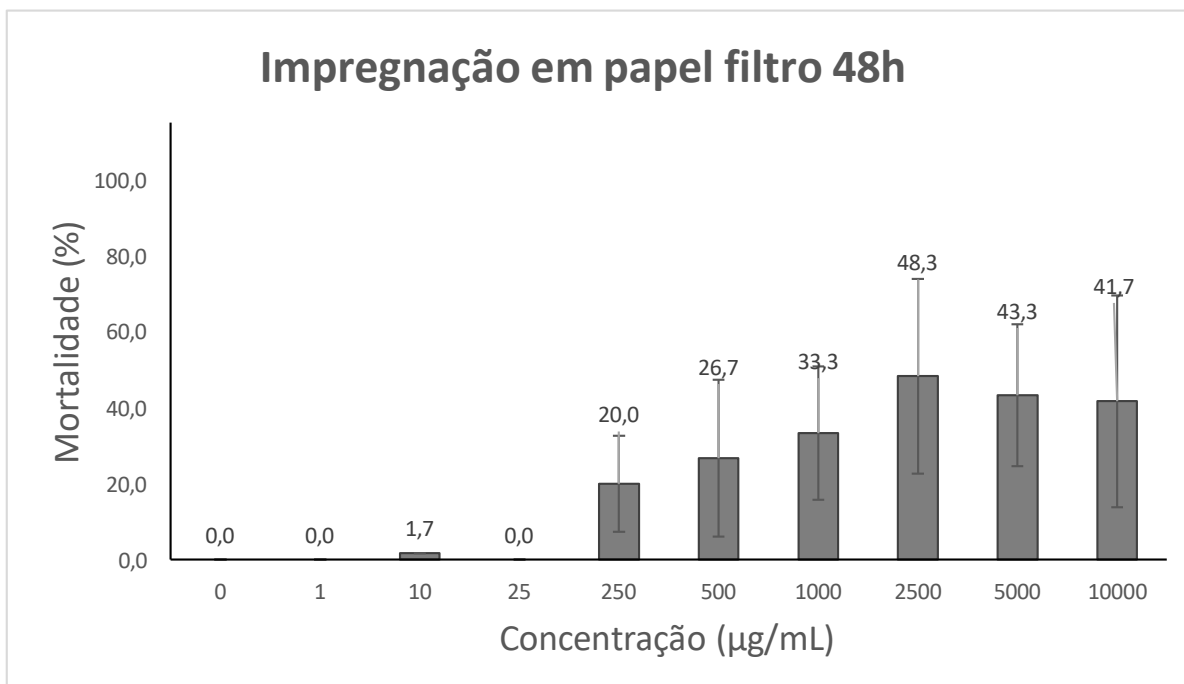


Figura 8: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

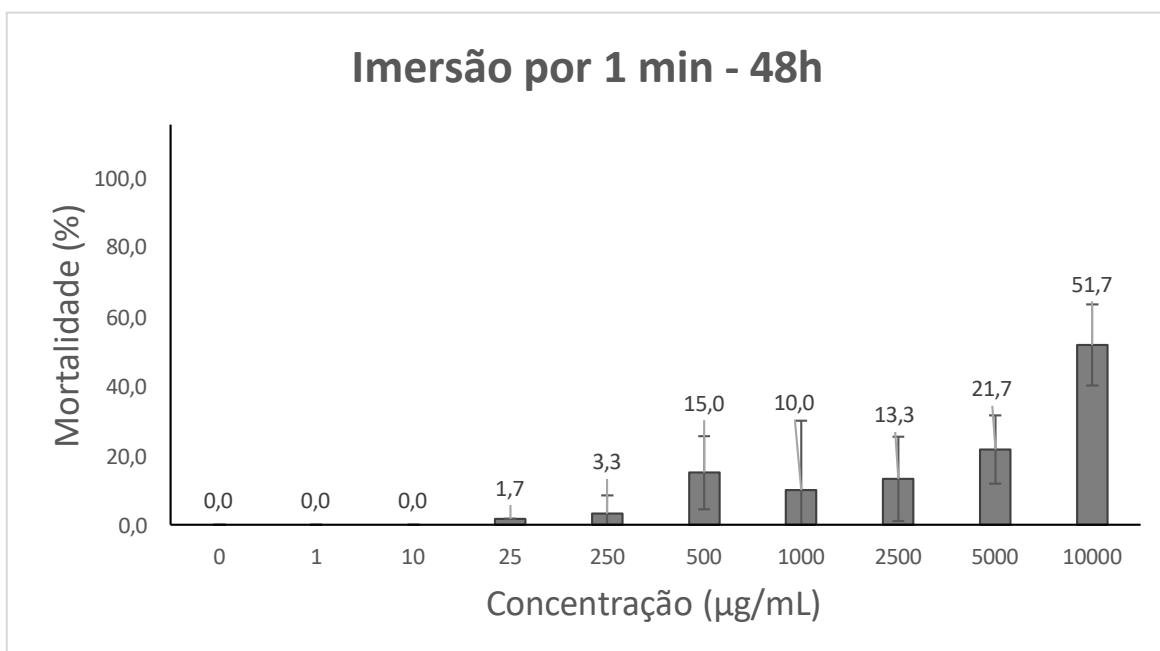


Figura 9: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

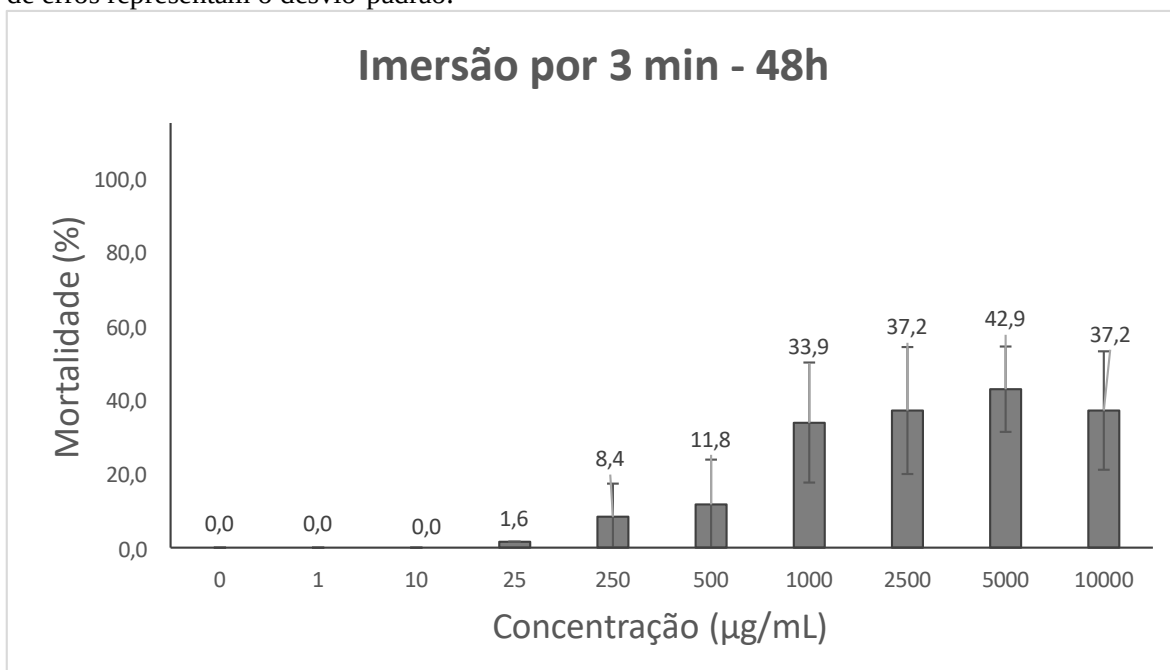


Figura 10: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

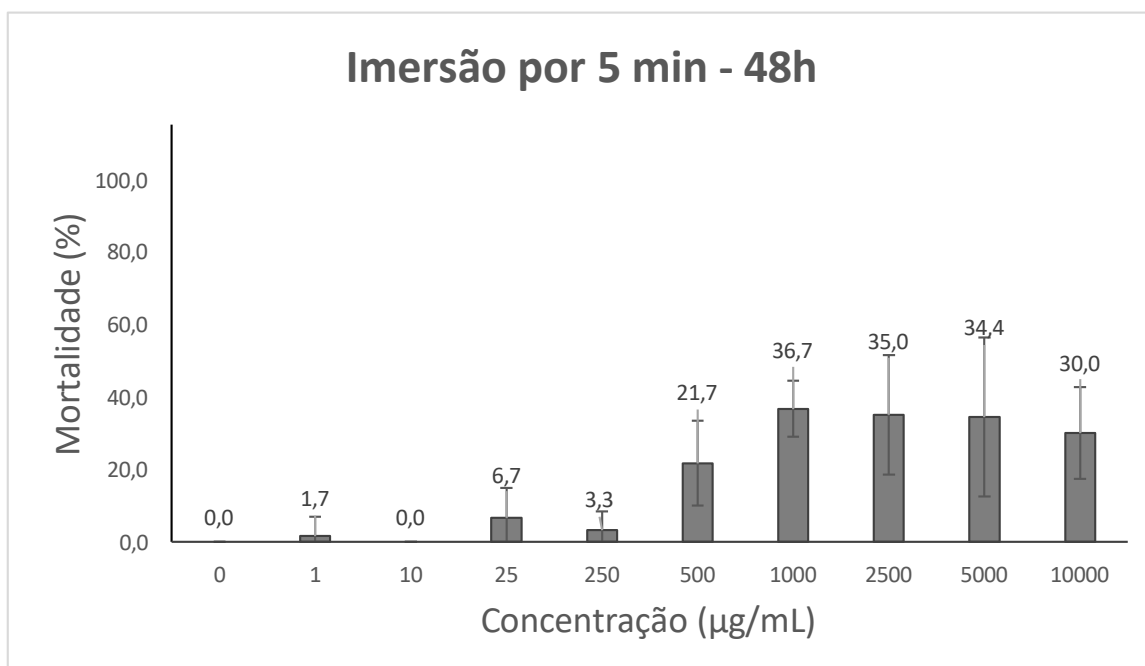


Figura 11: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Com 72 horas de exposição, houve novo aumento de mortalidade em todas as metodologias empregadas (figuras 12-15). A maior mortalidade corrigida atingida foi de 93,3% na metodologia de imersão por cinco minutos na maior concentração avaliada (figura 15). Nos tempos de imersão por um e três minutos, as maiores mortalidades corrigidas atingidas foram de 83,3% e 93,2%, enquanto na metodologia de impregnação em papel filtro a maior mortalidade corrigida atingiu 85% (figuras 12-14). No grupo controle, a maior mortalidade bruta em 72h foi de 8,3%, observada na metodologia de impregnação em papel filtro. Para o controle de veículo, a maior mortalidade foi de 5%, no teste de imersão por cinco minutos.

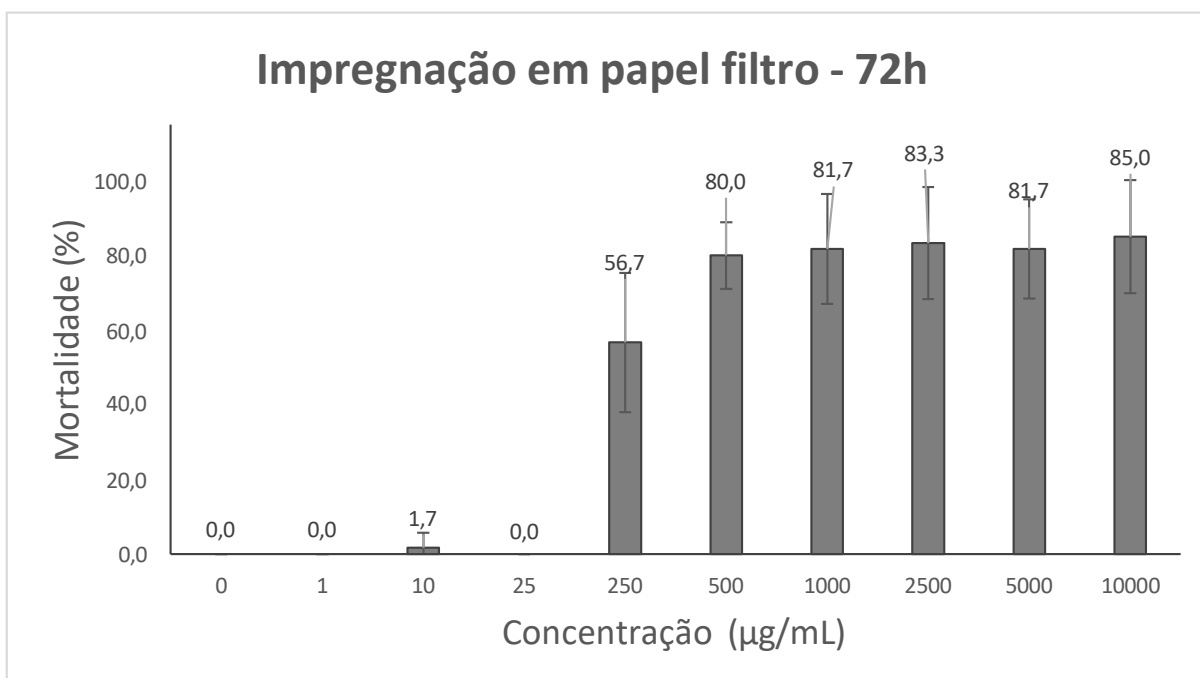


Figura 12: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

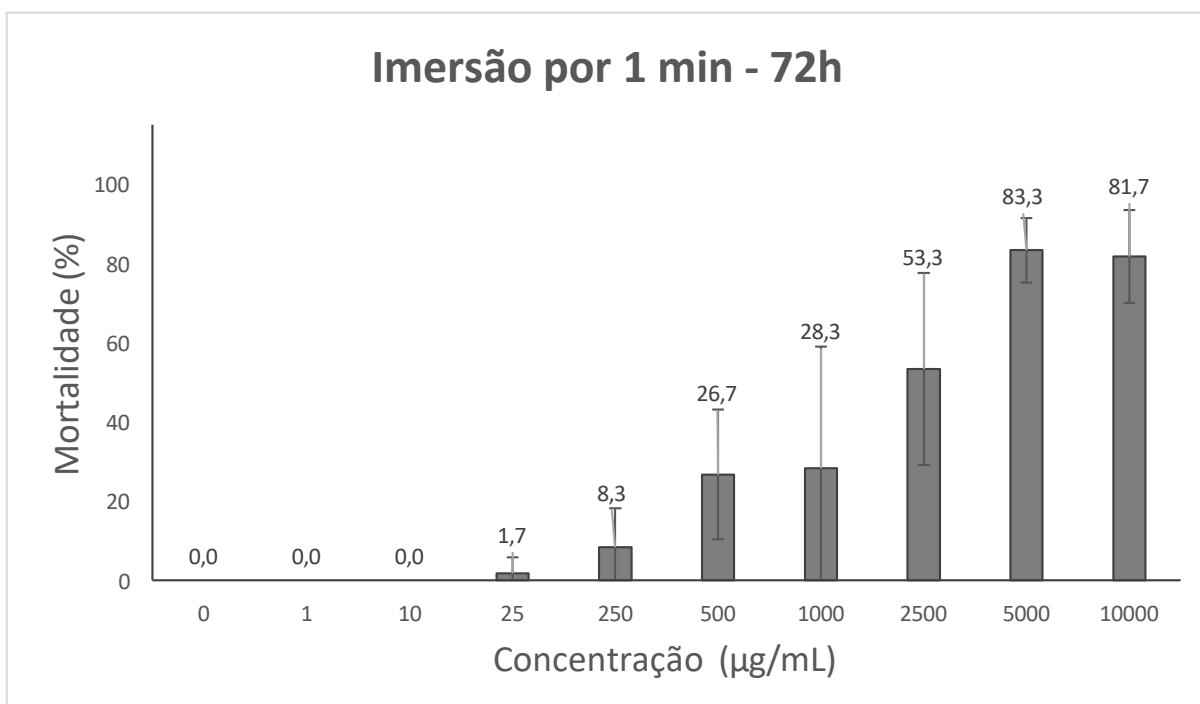


Figura 13: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

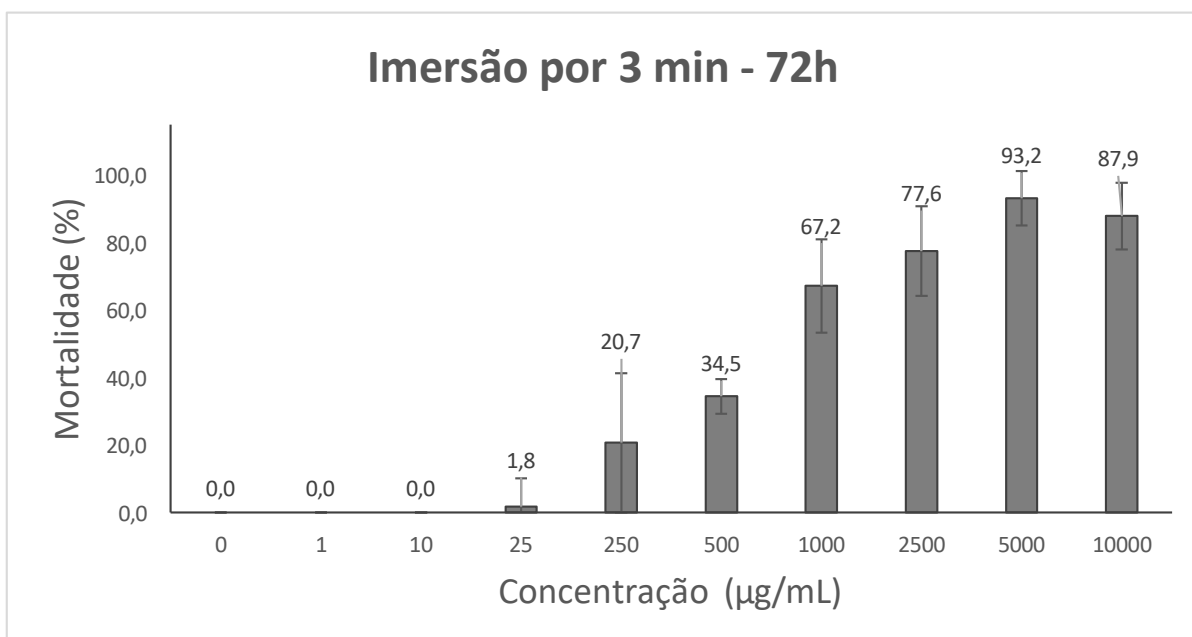


Figura 14: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

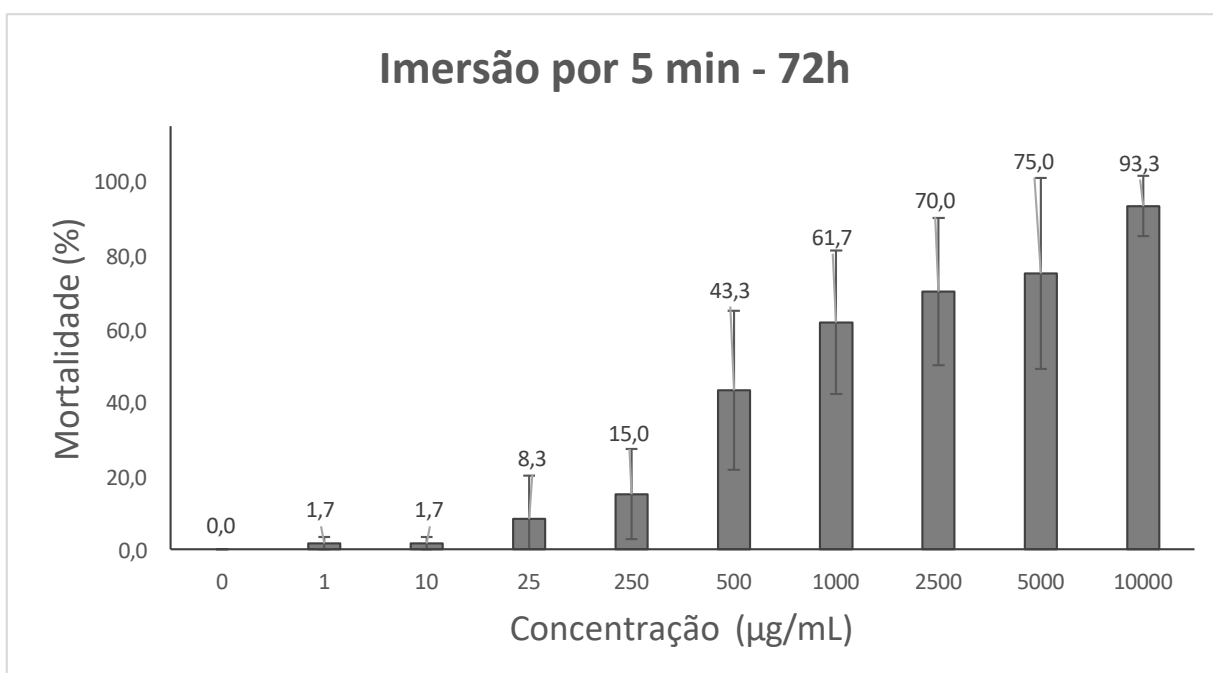


Figura 15: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Na análise da inibição de emergência corrigida, as duas metodologias conseguiram inibir a emergência de todos os indivíduos sobreviventes ao teste larvicida, com exceção de imersão por um minuto, que apresentou maior inibição de emergência corrigida de 98% nas duas concentrações mais elevadas avaliadas (figuras 16-19). Os outros grupos se diferiram pela

concentração suficiente para inibição de todos os indivíduos. A metodologia de impregnação em papel filtro foi a que necessitou de menor concentração para inibição completa de adultos: 500 µg/mL (figura 16). A menor concentração necessária para inibir a emergência de todos os indivíduos foi de 2.500 µg/mL para o período de imersão de três minutos (figura 18) e 5.000 µg/mL para o período de cinco minutos (figuras 19). O percentual de não emergidos do grupo controle variou entre 3,3% e 15%, enquanto o percentual de não emergidos no controle de veículo variou entre 6,5% e 25% a depender da metodologia e tempo de imersão.

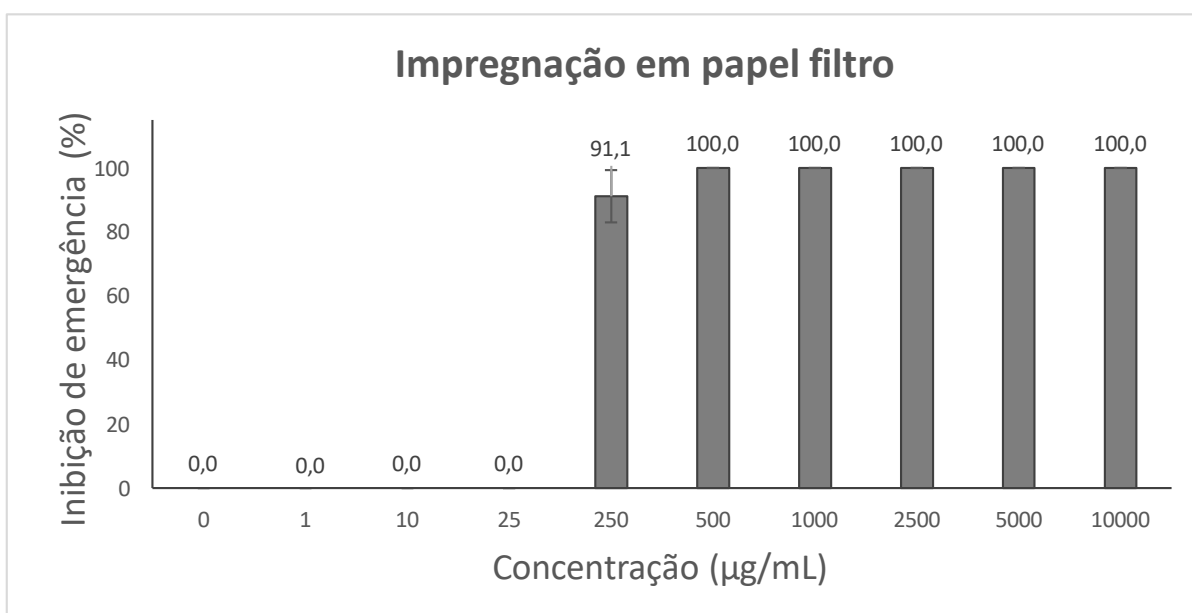


Figura 16: Inibição de emergência corrigida de adultos *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de impregnação de papel filtro, 10 dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

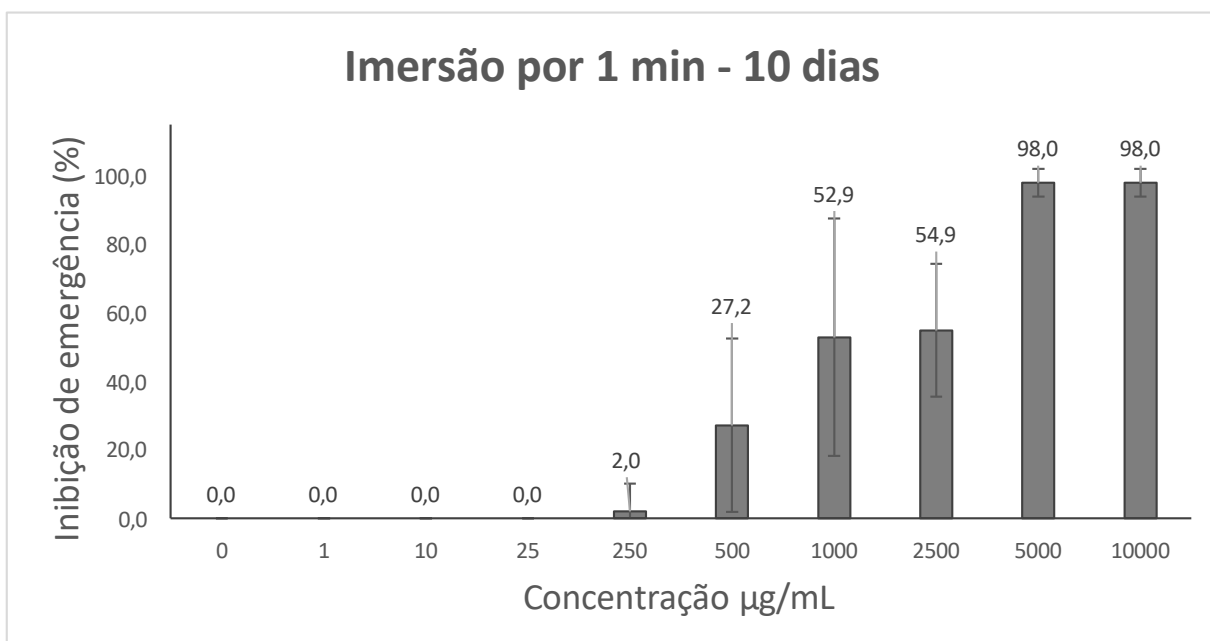


Figura 17: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por um minuto, 10 dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

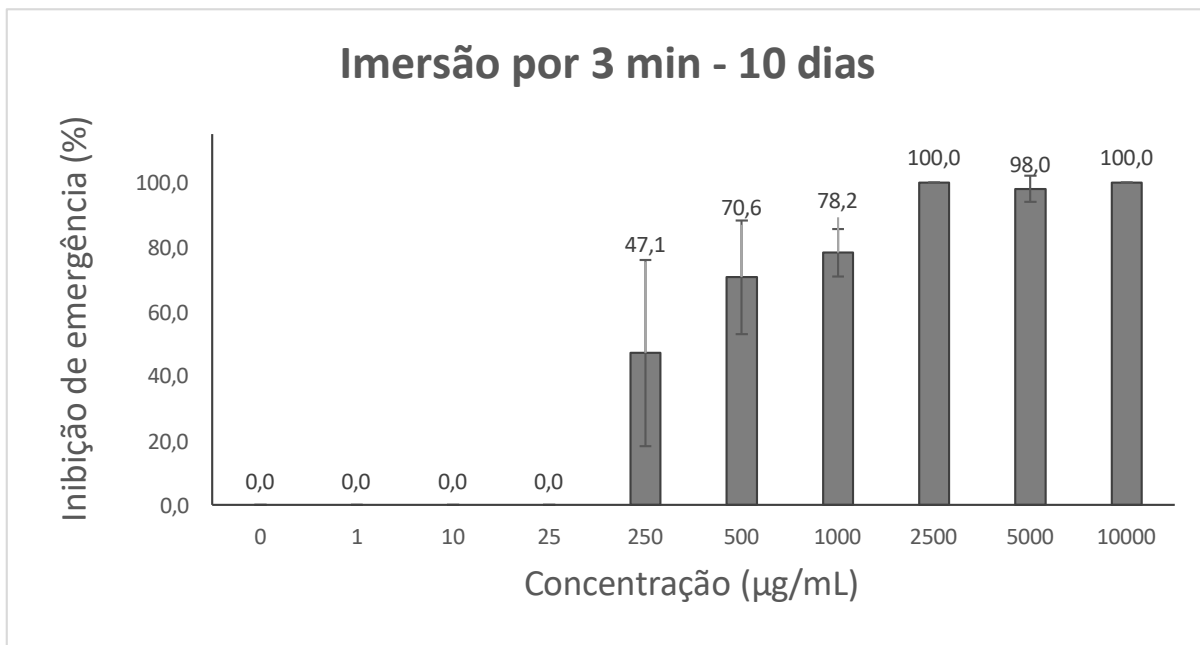


Figura 18: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por três minutos, 10 dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

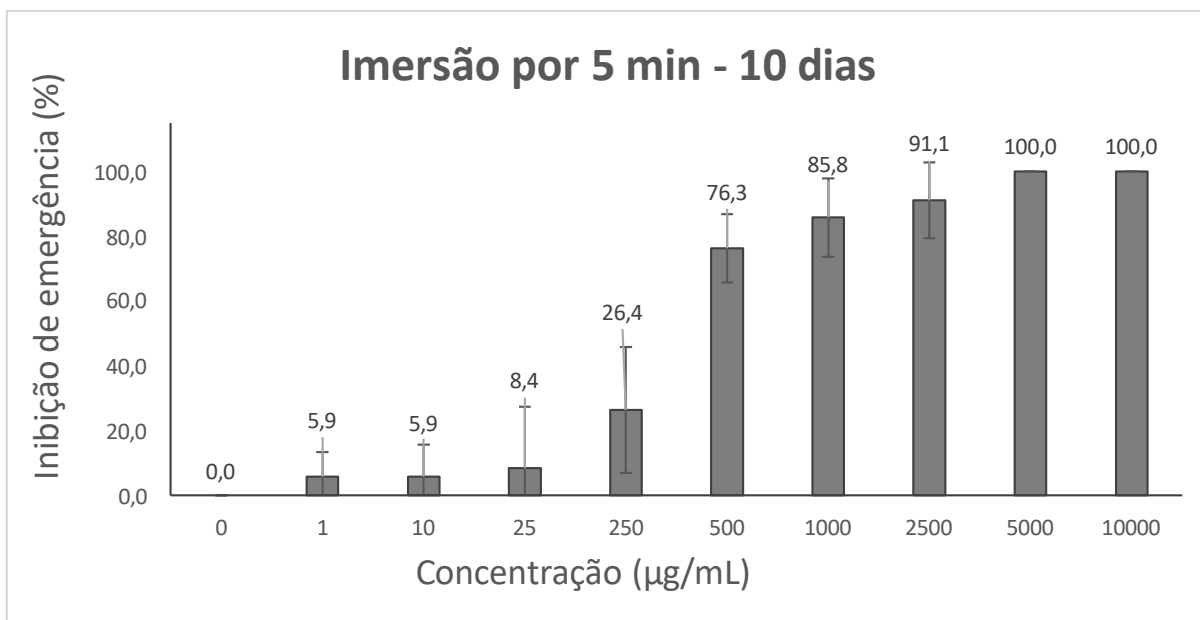


Figura 19: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de clorpirifós expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, 10 dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

A Tabela 2 apresenta as CL₅₀ estimadas para cada metodologia testada com clorpirifós em cada tempo de leitura. Não foi possível calcular a CL₅₀ em nenhum dos tempos de imersão avaliados, nem para a metodologia de impregnação nas análises realizadas nas leituras de 24 e 48 horas de exposição *in vitro* ao clorpirifós, devido aos baixos percentuais de mortalidade observados (< 50%). Apenas na avaliação de 72 horas foi possível estimar a CL₅₀ para todos os grupos. A metodologia de impregnação em papel filtro apresentou a menor CL₅₀ calculada, de 100,5 µg/mL. Esta concentração foi sete vezes menor que a CL₅₀ obtida na metodologia de imersão por um minuto, duas vezes menor que a CL₅₀ obtida na imersão por três minutos e quase três vezes menor que a CL₅₀ obtida no tempo de imersão de cinco minutos. A maior CL₅₀ obtida, no período de tempo de um minuto de imersão, atingiu a concentração de 1863 µg/mL. Vale ressaltar que os tempos de imersão de três e de cinco minutos se mantiveram dentro de um mesmo intervalo de confiança (IC 95%).

Tabela 2. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de *Cochliomyia hominivorax* expostas ao clorpirifós, obtida pelos testes *in vitro* de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas.

Tempo de Leitura (horas)	Metodologia	CL ₅₀ Estimada (µg/mL)	IC 95% (µg/mL)	Slope	χ^2	Valor de p
24	Impregnação	---	---	---	---	---
	Imersão 1 min	---	---	---	---	---
	Imersão 3 min	---	---	---	---	---
	Imersão 5 min	---	---	---	---	---
48	Impregnação	---	---	---	---	---
	Imersão 1 min	---	---	---	---	---
	Imersão 3 min	---	---	---	---	---
	Imersão 5 min	---	---	---	---	---
72	Impregnação	100,5	70,9 – 152,7	0,9	68,5	1,00
	Imersão 1 min	777,3	558,1 – 1098,7	1,2	11,1	0,80
	Imersão 3 min	259,3	160,2 – 320,1	1,1	18,5	0,98
	Imersão 5 min	302,3	208,8 – 439,0	0,8	5,25	0,27

Intervalo de confiança (IC 95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL₅₀, com 95% de confiança. A inclinação (Slope) do modelo matemático, representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O teste qui-quadrado (χ^2) determina o ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL₅₀ aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando $p < 0,05$.

Os dados com as CL₅₀ estimadas para a redução de emergência de adultos expostos a clorpirifós em todas as metodologias estão representados na Tabela 3. Não foi possível calcular a CL₅₀ para a metodologia de impregnação em papel filtro, devido a falta de concentrações

com mortalidades crescentes. Dentro da metodologia de imersão, a maior CL_{50} foi obtida no tempo de imersão por um minuto ($CL_{50} = 541,2 \mu\text{g/mL}$). Esta CL_{50} foi mais de quatro vezes maior, que as menores CL_{50} s calculadas, observadas nos tempos de imersão de três e cinco minutos, que se encontram dentro do mesmo intervalo de confiança.

Também foi constatado queda da CL_{50} necessária para inibição de emergência de adultos, com relação a obtida no cálculo de mortalidade de larvas no último dia de avaliação. É importante ressaltar a queda da CL_{50} necessária para inibição de emergência das adultos em relação a mortalidade de larvas. As quedas das CL_{50} s calculadas para inibição de emergência foram de 30%, 56% e 60% em relação à atividade larvicida em 72h, para as metodologias de impregnação em papel filtro e imersão por um, três e cinco minutos, respectivamente.

Tabela 3. Concentração letal 50 estimada sobre o percentual de inibição de emergência de adultos de *Cochliomyia hominivorax* expostas ao clorpirifós em diferentes metodologias.

Metodologia	CL_{50} Estimada ($\mu\text{g/mL}$)	IC (95%) ($\mu\text{g/mL}$)	Slope	χ^2	Valor de p
Impregnação	-	-	-	-	-
Imersão 1 min	541,2	365,9 – 793,8	1,2	91,8	1,00
Imersão 3 min	114,7	76,9 – 174,8	0,9	62,8	1,00
Imersão 5 min	120,1	78,9 – 175,9	1,0	58,4	1,00

Intervalo de confiança (IC 95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL_{50} , com 95% de confiança. A inclinação (Slope) do modelo matemático, representa a taxa de variação de inibição de emergência em função do aumento da concentração do ativo. O teste qui-quadrado (χ^2) determina o ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL_{50} aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando $p < 0,05$.

4.3 Bioensaios com Fipronil

A maior mortalidade corrigida observada nas primeiras 24h, foi encontrada na metodologia de imersão por três minutos, que atingiu 96,7% em sua maior concentração avaliada, de $5.000 \mu\text{g/mL}$ (figura 22). As maiores mortalidades corrigidas obtidas nos tempos de imersão por um e cinco minutos foram de, respectivamente, 93,3% e 95% (figuras 21-23), enquanto a maior mortalidade corrigida obtida na metodologia de impregnação em papel filtro atingiu 45% (figura 20). Esta mortalidade representa menos da metade daquelas descritas nos três tempos imersão no mesmo período de observação. Vale ressaltar que nas primeiras 24 horas, foram observadas anormalidades na movimentação das larvas a partir da concentração de $250 \mu\text{g/mL}$ em todas as metodologias. Estas anormalidades correspondem a contração irregulares e dificuldade de locomoção das larvas, que não conseguiram concluir movimentos

de rastejamento e percorrer a placa com eficiência. Não houve mortalidade nos grupos controle e controle de veículo em nenhuma das metodologias, nesse período de tempo.

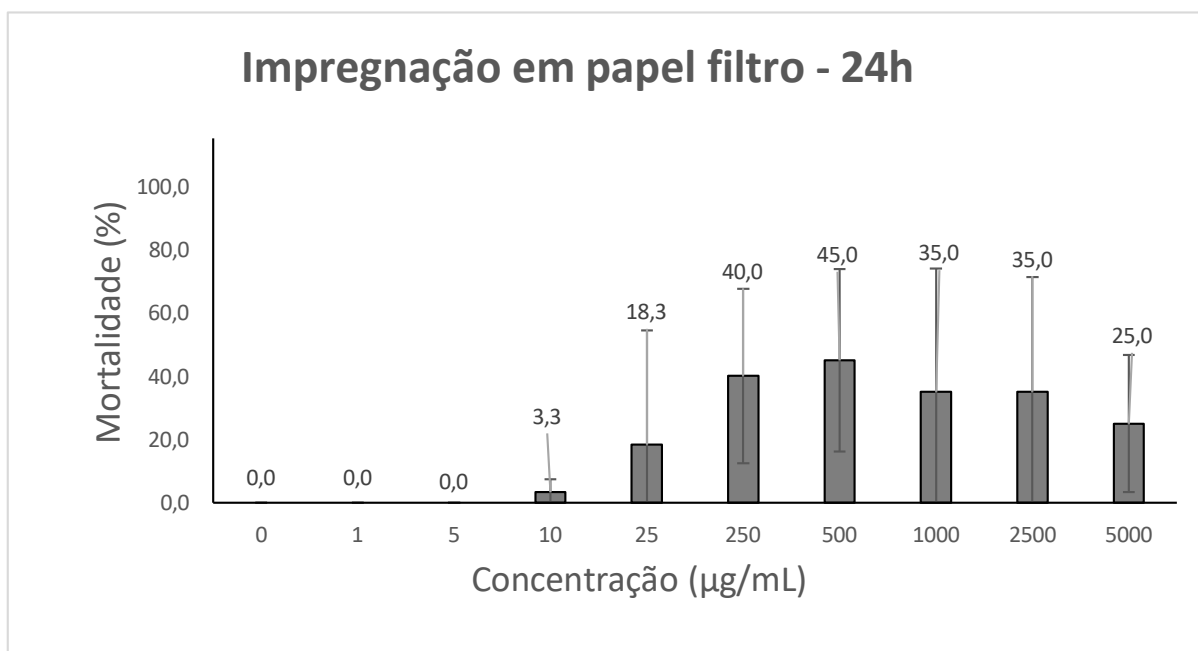


Figura 20: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

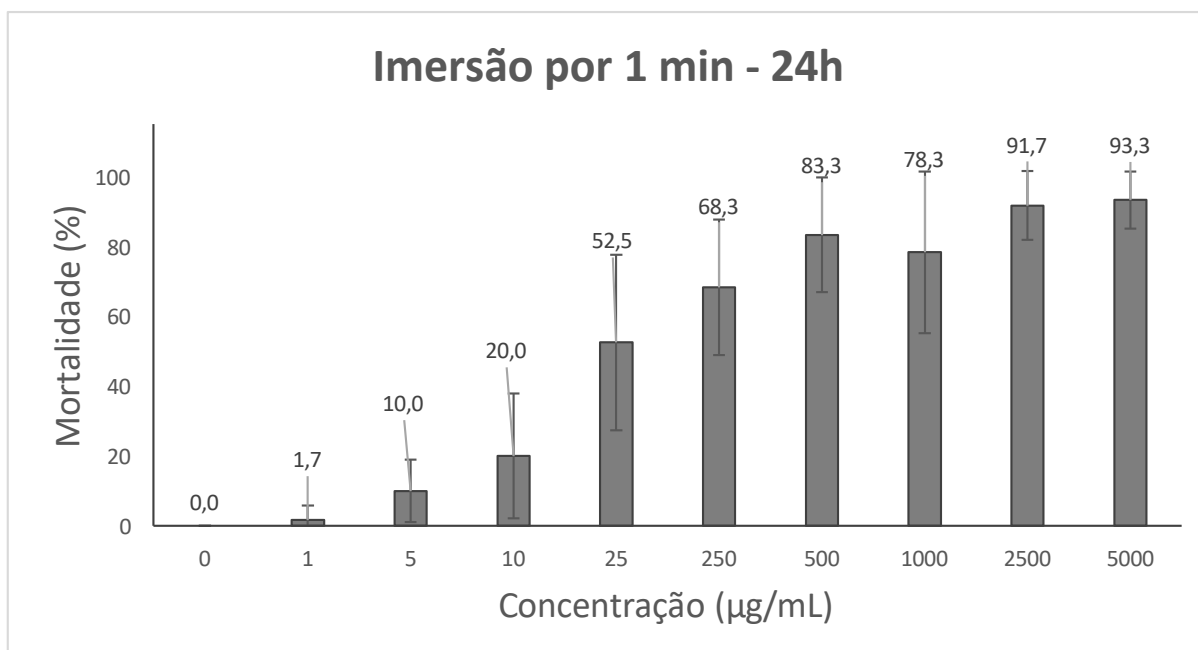


Figura 21: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

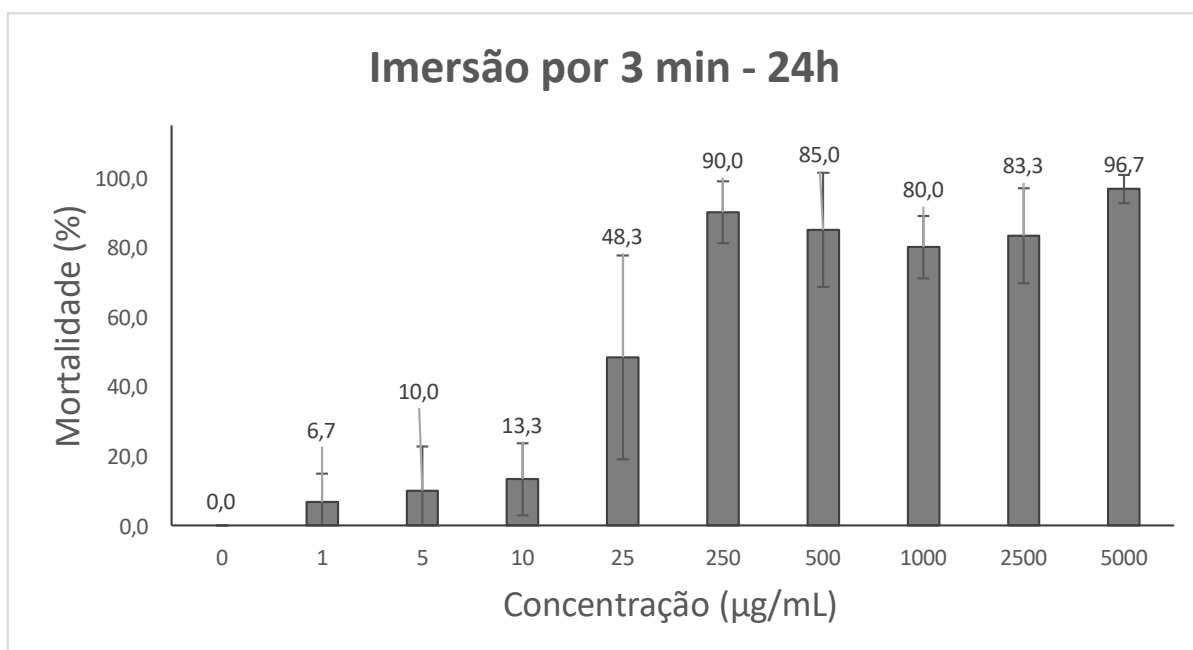


Figura 22: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

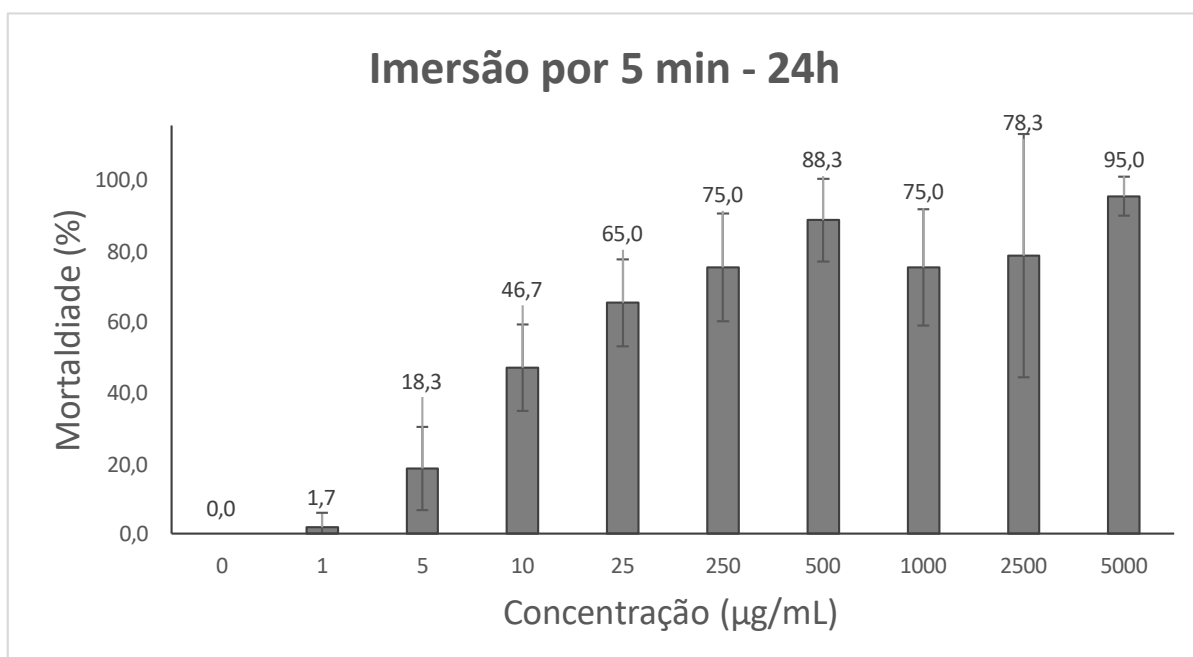


Figura 23: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Após 48 horas, todas as metodologias atingiram mortalidade de 100% das larvas pelo menos em uma concentração (figuras 24-27). A metodologia que necessitou de concentração mais baixa para tal feito foi a metodologia de imersão por um minuto, que matou todas as larvas

testadas a partir da concentração de 500 µg/mL. Os períodos de imersão de três e cinco minutos atingiram 100% de mortalidade nas concentrações de 2.500 µg/mL e 1.000 µg/mL, respectivamente, enquanto a metodologia de impregnação em papel filtro também obteve mortalidade total na concentração de 1.000 µg/mL. O grupo controle não apresentou mortalidade em nenhuma metodologia, e o controle de veículo registrou apenas 1,7% de mortalidade nos tempos de imersão por um e três minutos.

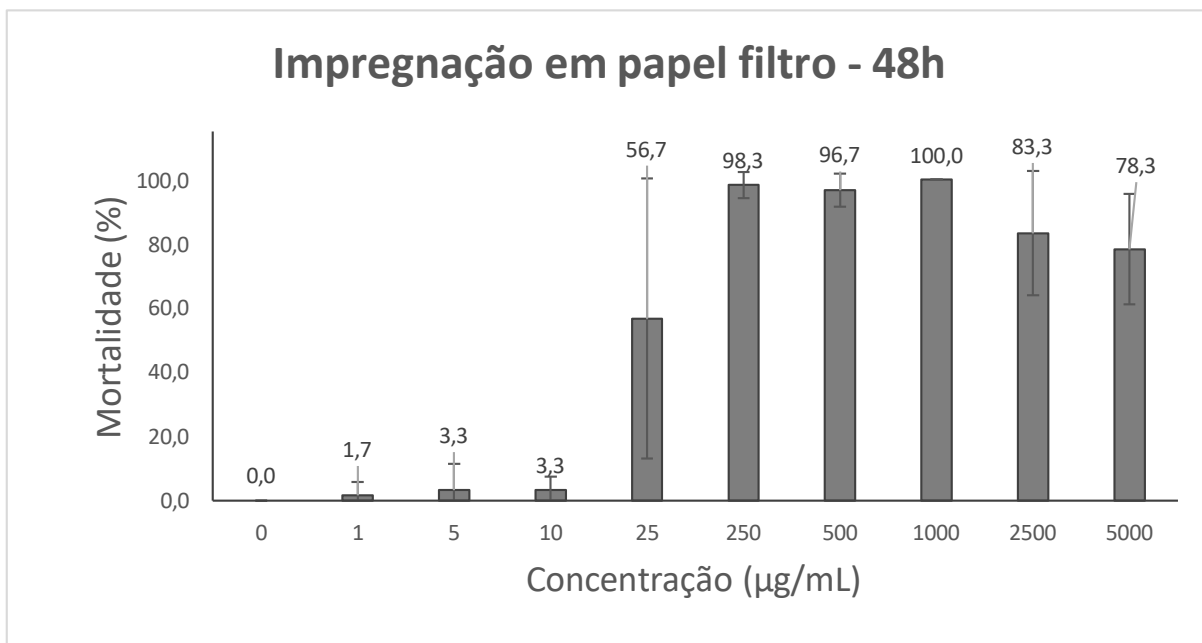


Figura 24: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

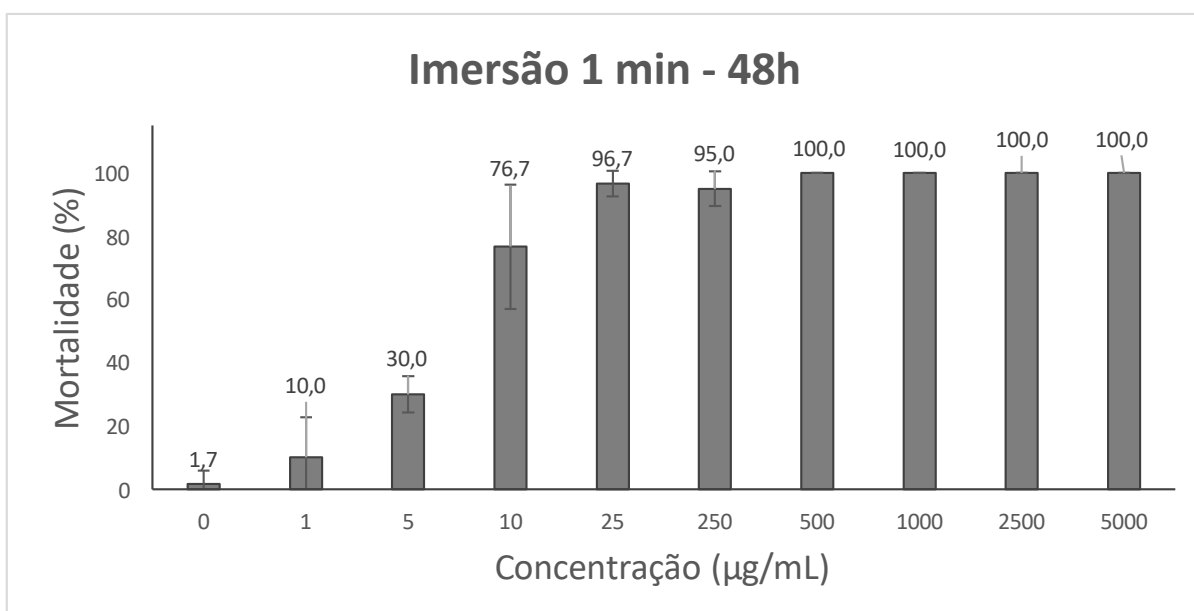


Figura 25: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de

fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

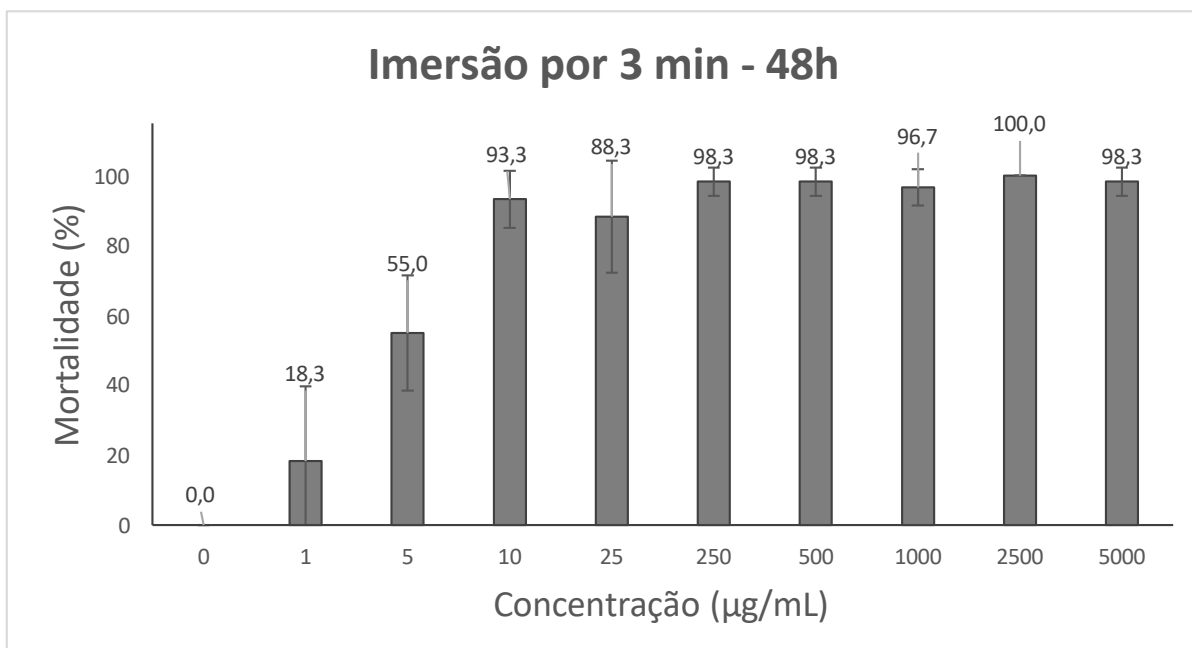


Figura 26: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

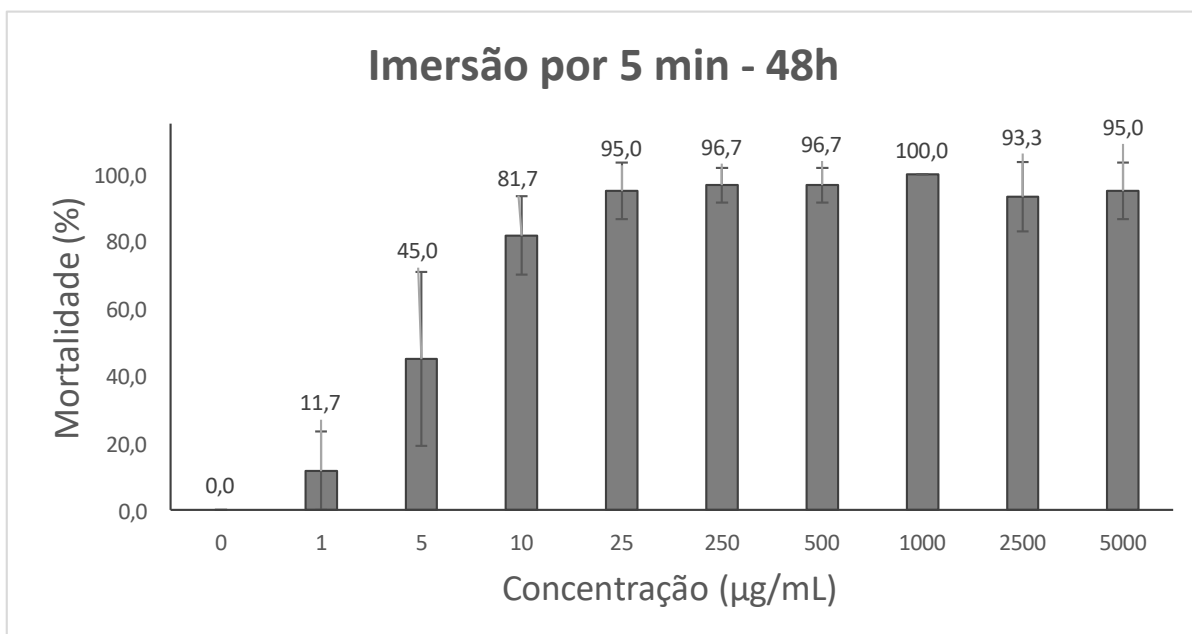


Figura 27: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Já no período de avaliação de 72 horas, foi necessário uma menor concentração para alcançar 100% de mortalidade na metodologia de impregnação em papel filtro, que matou todas

as larvas ainda na concentração de 250 µg/mL (figura 28). Esta foi a concentração de fipronil mais baixa capaz de atingir 100% de letalidade para larvas de *C. hominivorax* no presente estudo. Entretanto, para os tempos de imersão de um e três minutos, as concentrações mínimas para alcançar mortalidade de 100% foram as mesmas que as encontradas no período de avaliação de 48h (figuras 29-30). O tempo de imersão de cinco minutos foi capaz de atingir a mortalidade de todos os indivíduos, ainda na concentração de 250 µg/mL. A mortalidade máxima no grupo controle foi de 1,7%, observada na impregnação em papel filtro, e a mesma taxa foi registrada no controle de veículo, na imersão por um minuto.

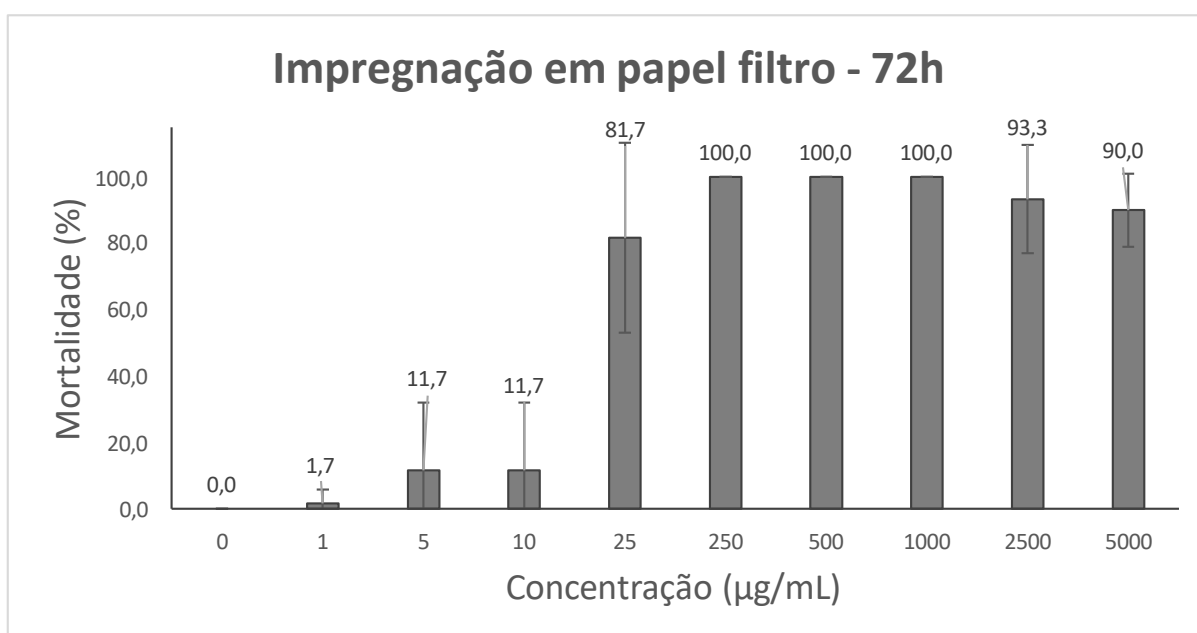


Figura 28: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

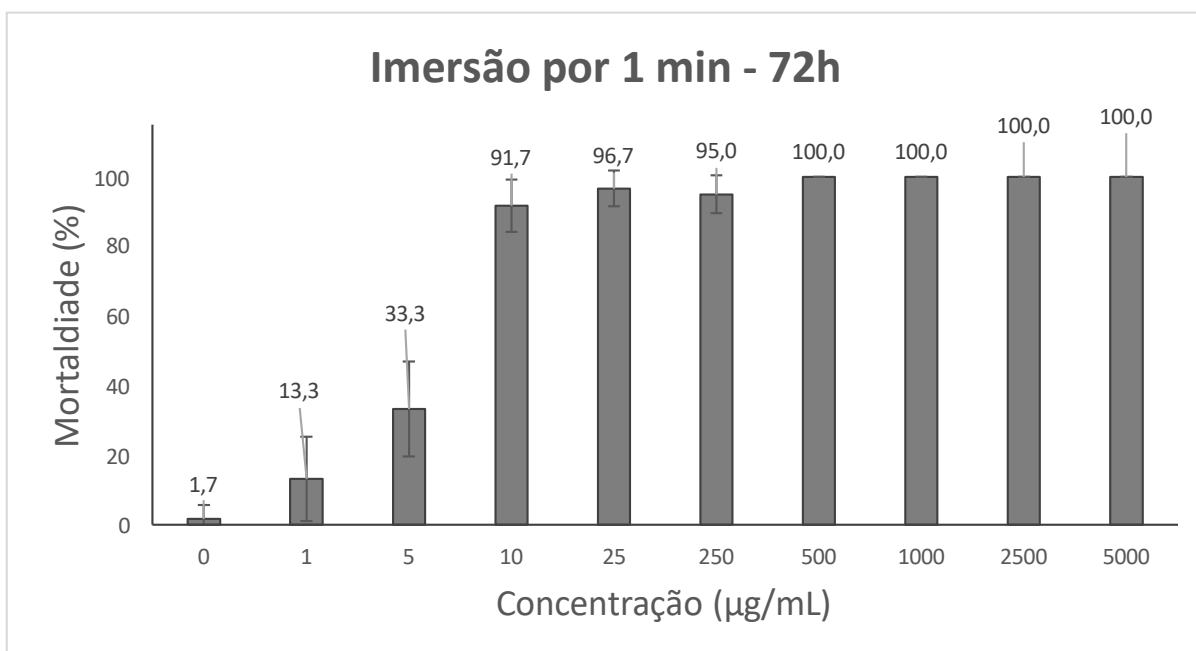


Figura 29: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

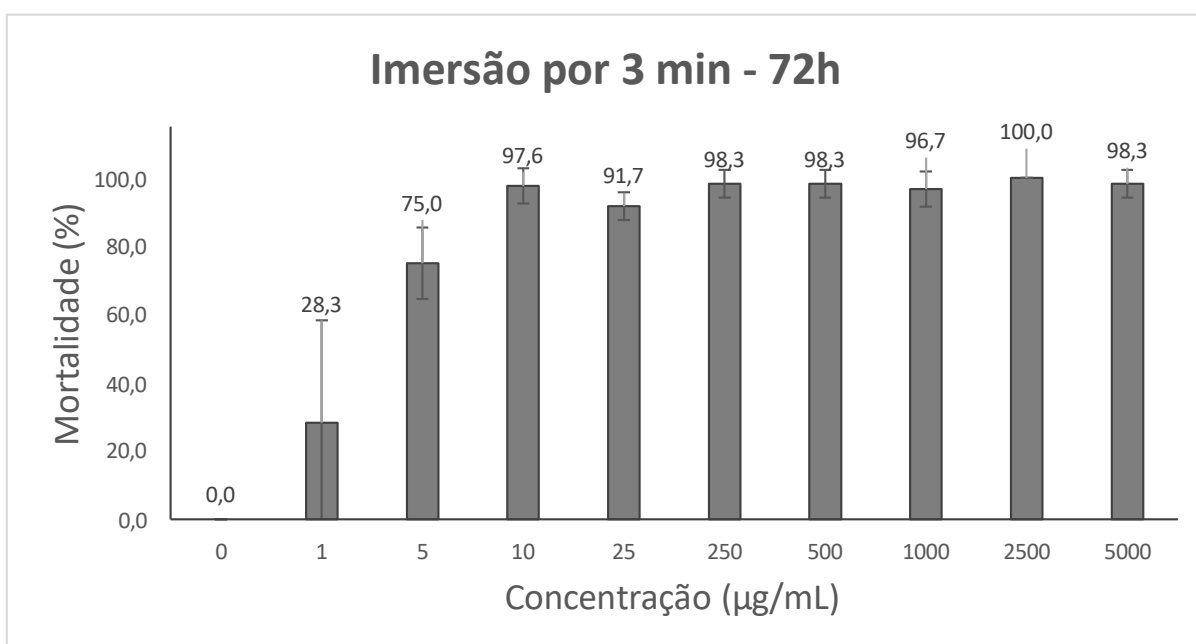


Figura 30: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

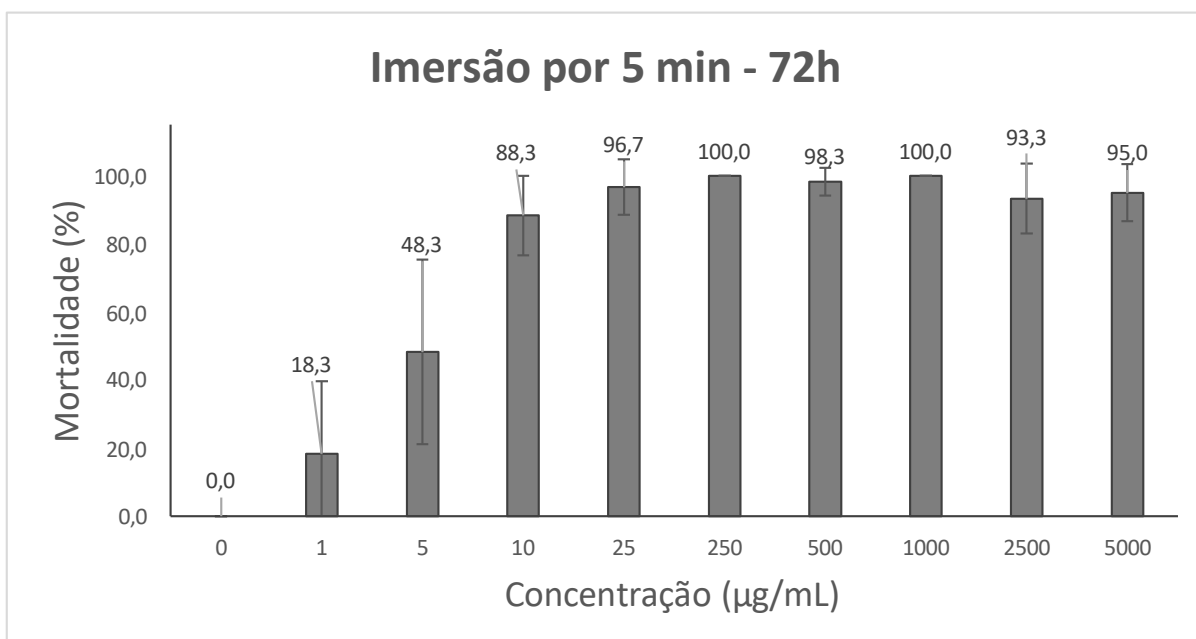


Figura 31: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 72h.

Quando foi avaliada a ação do fipronil na inibição de emergência corrigida, a metodologia de impregnação manteve a concentração de 250 µg/mL como a mínima para alcançar inibição de emergência de 100% dos indivíduos (figura 32). No caso da metodologia de imersão, houve queda de concentração mínima para inibir todos os adultos nos três tempos de imersão. Estas concentrações foram de 10 µg/mL, 25 µg/mL e 10 µg/mL para os tempos de imersão de 1, 3 e 5 minutos, respectivamente (figuras 33-35). O percentual de não emergidos do grupo controle variou de 1,7% a 18,3%, enquanto que o percentual de não emergidos do controle de veículo variou entre 1,7% e 11,7%.

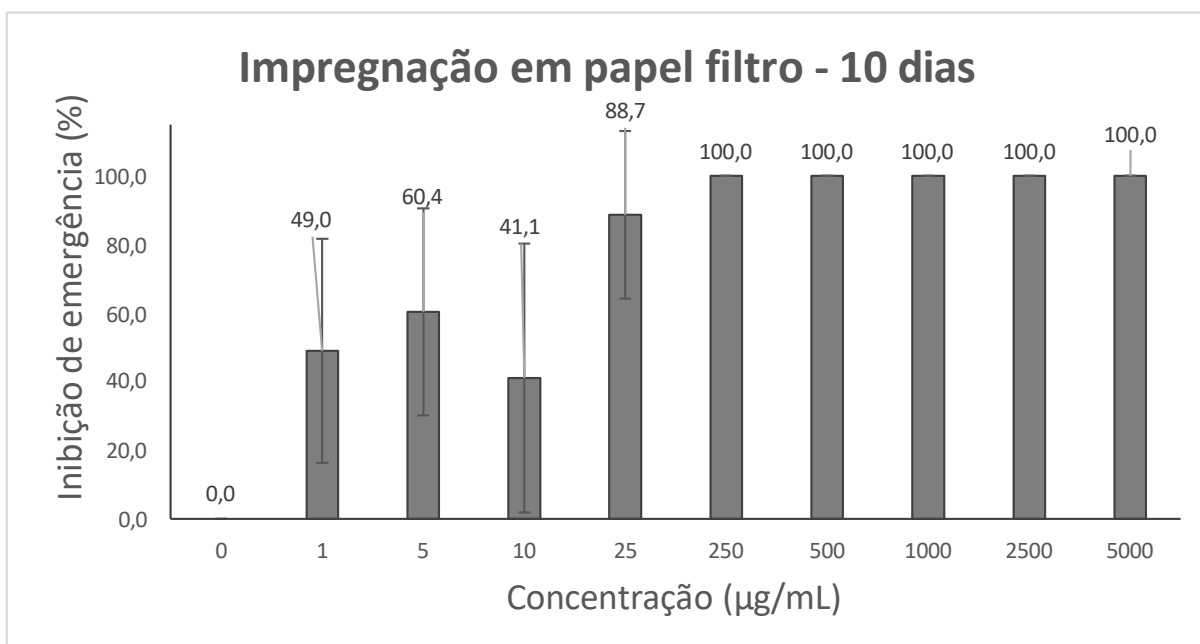


Figura 32: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

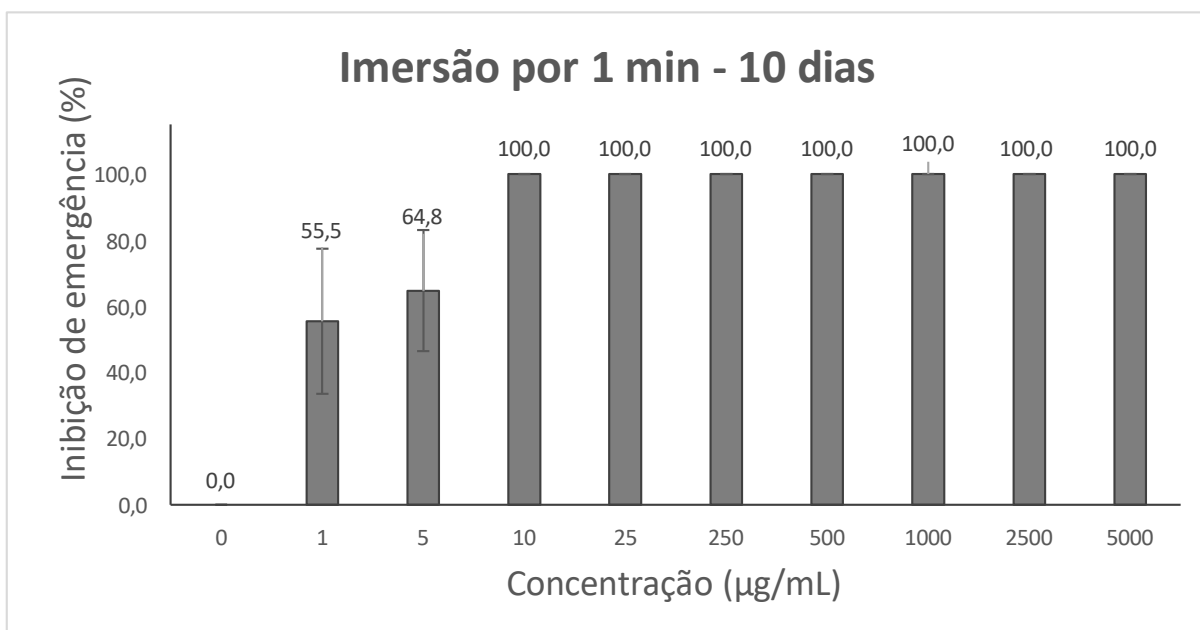


Figura 33: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por um minuto, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

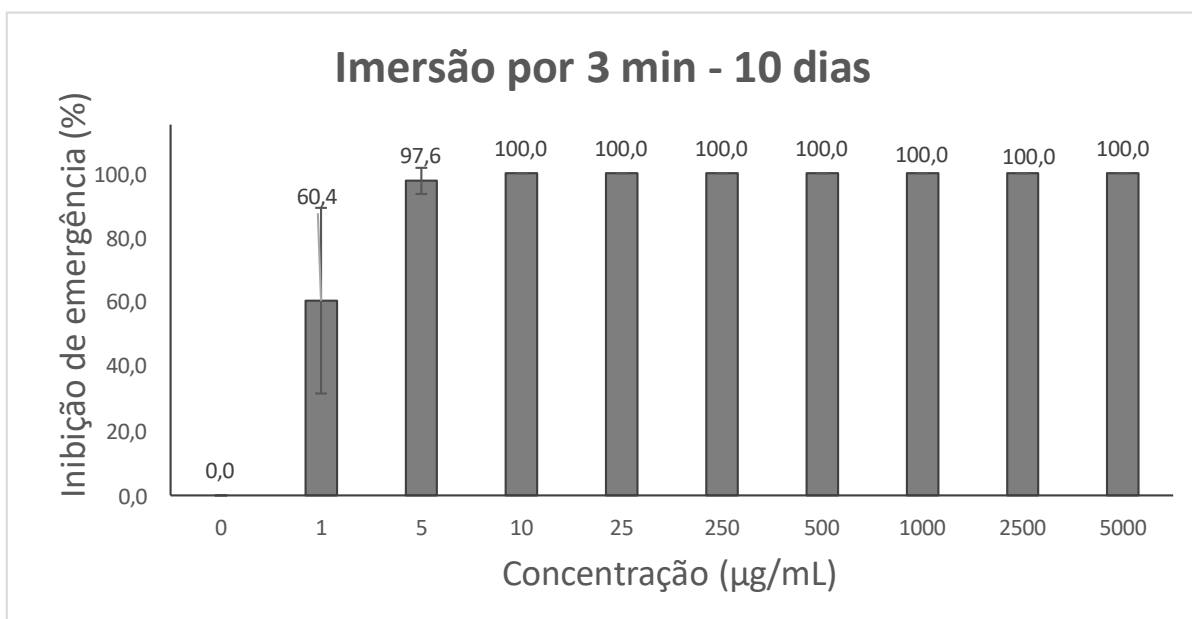


Figura 34: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por três minutos, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

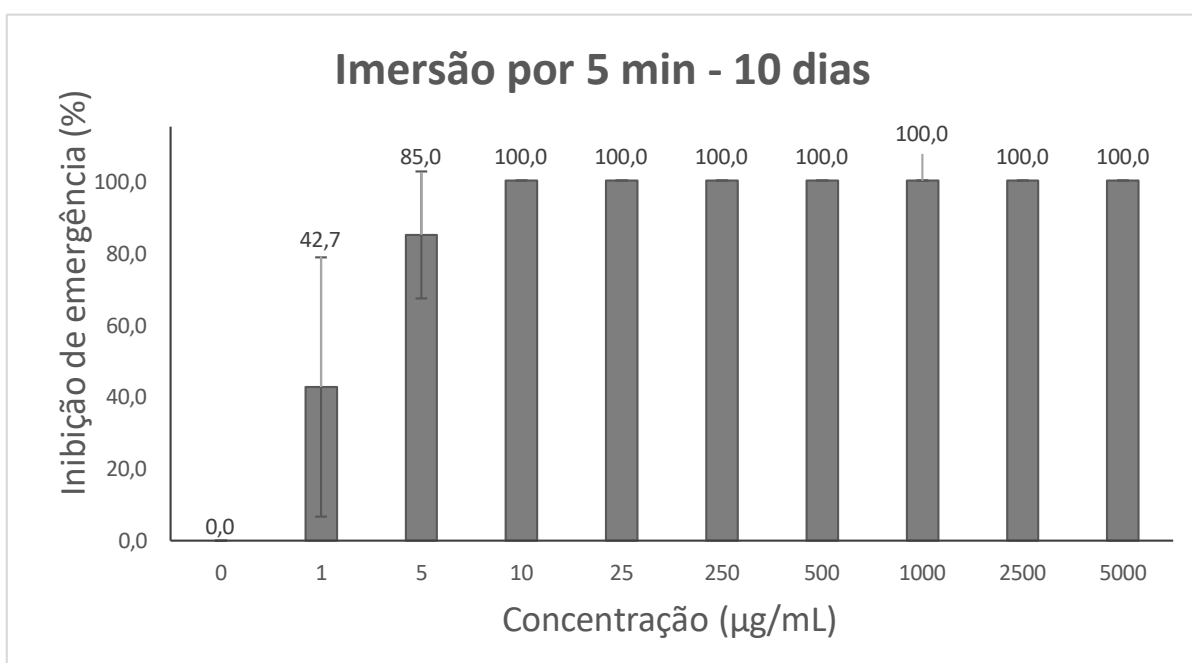


Figura 35: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fipronil expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

As CL_{50} obtidas em cada tempo de leitura para cada metodologia para testes com fipronil estão representadas na Tabela 4. Os maiores valores de CL_{50} foram observados para a metodologia de impregnação de papel filtro com valores de 163,8 µg/mL e 76,8 µg/mL para as avaliações de 48 e 72 horas, respectivamente. Não foi possível calcular a CL_{50} em 24h, uma vez que a mortalidade não atingiu 50% nesta metodologia. Mesmo assim, é possível observar que

a CL₅₀ caiu para menos da metade de 48h para 72h. A CL₅₀ calculada para a metodologia de impregnação em papel filtro no último período de avaliação (72h) representa cinco vezes o valor da CL₅₀ encontrada na metodologia de um minuto de imersão, sessenta e quatro vezes o valor da CL₅₀ calculada para o período de três minutos de imersão e trinta vezes o valor da CL₅₀ calculada para o tempo de imersão de cinco minutos.

Na metodologia de imersão, as CL₅₀ foram inversamente proporcionais ao tempo de imersão e o aumento do tempo de exposição ao fipronil. Dentre os tempos de imersão, o tempo de um minuto foi o que apresentou maiores CL₅₀ de 210,1 µg/mL, 18,6 µg/mL e 14,5 µg/mL nas leituras de 24h, 48h e 72h, respectivamente. É possível observar que os valores de CL₅₀ caíram abruptamente, de acordo com o aumento do tempo de observação, após a exposição *in vitro* das larvas ao fipronil. De 24h para 48h de leitura, o valor estimado das CL₅₀ reduziu em 11, 21 e 31 vezes o valor do primeiro tempo de leitura para os tempos de imersão de um, três e cinco minutos, respectivamente. Já entre os períodos de avaliação de 48h e 72h, as quedas foram mais brandas, de modo que as CL₅₀ estimadas para os três tempos de imersão entre os períodos de observação de 48h e 72h, permaneceram dentro de um mesmo intervalo de confiança. Apenas a CL₅₀ calculada para a metodologia de impregnação em papel filtro apresentou queda considerável até o terceiro dia de leitura.

Tabela 4. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro instar de *Cochliomyia hominivorax* expostas ao fipronil, obtida pelos testes *in vitro* de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas.

Tempo de Leitura (horas)	Metodologia	CL ₅₀ Estimada (µg/mL)	IC 95% (µg/mL)	Slope	χ ²	Valor de p
24	Impregnação	-	-	-	-	-
	Imersão 1 min	210,1	146,1 – 300,5	1,0	7,9	0,56
	Imersão 3 min	59,0	39,1 – 87,3	0,9	31,2	0,99
	Imersão 5 min	115,4	70,4 – 182,6	33,2	33,2	0,99
48	Impregnação	163,8	119,4 – 220,5	1,5	123,5	1,00
	Imersão 1 min	18,6	13,9 – 25,2	1,7	25,0	1,00
	Imersão 3 min	2,7	1,5 – 5,4	1,0	61,2	1,00
	Imersão 5 min	3,7	1,6 – 6,3	0,8	82,9	1,00
72	Impregnação	76,8	56,5 – 103,6	1,6	142,0	1,00
	Imersão 1 min	14,5	10,8 – 19,7	1,6	43,5	1,00
	Imersão 3 min	1,2	0,5 – 2,2	0,9	152,2	1,00
	Imersão 5 min	2,5	1,2 – 4,3	0,8	105,1	1,00

Para cada CL₅₀ apresentada, está descrita a faixa de variação em que se pode encontrá-la. Intervalo de confiança

(IC95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL_{50} , com 95% de confiança. O declive (Slope) representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O valor do teste qui-quadrado (χ^2) determina o ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL_{50} aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando $p < 0,05$.

Para a avaliação da inibição de emergência por fipronil, as CL_{50} calculadas estão representadas na tabela 5. Mais uma vez, a metodologia de impregnação em papel filtro se destacou por apresentar a maior CL_{50} (13,7 $\mu\text{g/mL}$), 13 vezes maior que a CL_{50} calculada para a metodologia de imersão por um minuto. Não foi possível calcular a CL_{50} para os tempos de imersão de três e cinco minutos, devido a ausência de número suficiente de mortalidades crescentes.

Vale ressaltar que houve ainda queda considerável da CL_{50} necessária para a inibição da emergência de adultos, com relação à calculada para a mortalidade de larvas no último período de avaliação das duas metodologias. As CL_{50} necessárias para inibição de emergência decresceram 82,8% e 93,1% em relação à atividade larvicida, para as metodologias de impregnação em papel filtro e imersão por um minuto, respectivamente.

Tabela 5. Concentração letal 50 de fipronil frente a inibição da emergência de adultos de *Cochliomyia hominivorax*.

Metodologia	CL_{50} Estimada ($\mu\text{g/mL}$)	IC 95% ($\mu\text{g/mL}$)	Slope	χ^2	Valor de p
Impregnação	13,7	8,7 – 20,3	1,2	14,9	0,96
Imersão 1 min	1,0	0,6 – 1,4	2,5	7,8	0,65
Imersão 3 min	-	-	-	-	-
Imersão 5 min	-	-	-	-	-

Para cada CL_{50} apresentada, está descrita a faixa de variação em que se pode encontrá-la. Intervalo de confiança (IC95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL_{50} , com 95% de confiança. O declive (Slope) representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O valor do teste qui-quadrado (χ^2) representa o grau de ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL_{50} aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando $p < 0,05$.

4.3. Bioensaios com Fluralaner

Nas primeiras 24 horas, fluralaner não conseguiu atingir 50% de mortalidade em nenhuma das metodologias, com as concentrações utilizadas (figuras 36-39). A maior mortalidade corrigida foi observada na metodologia de impregnação em papel filtro, que atingiu 48,3%, na maior concentração avaliada, de 10.000 $\mu\text{g/mL}$ (figura 36). As maiores mortalidades corrigidas encontradas nos tempos de imersão de um, três e cinco minutos atingiram 33,3%;

38,3% e 43,3%, respectivamente (figuras 37-39). No entanto, sinais de toxicidade subletal, como alterações na movimentação, onde as larvas movimentavam mais com contrações irregulares, do que com movimento de rastejamento, semelhante ao relatado em clorpirifós e fipronil, já foram notados a partir da concentração de 250 µg/mL nas larvas submetidas ao contato por impregnação em papel filtro. Nas larvas submetidas a contato pelos três tempos de imersão, estes sinais ficaram mais evidentes a partir da concentração de 1.000 µg/mL. Dentro de 24h, não houve mortalidade no grupo controle, enquanto a maior mortalidade bruta observada no controle de veículo foi de 1,7%,

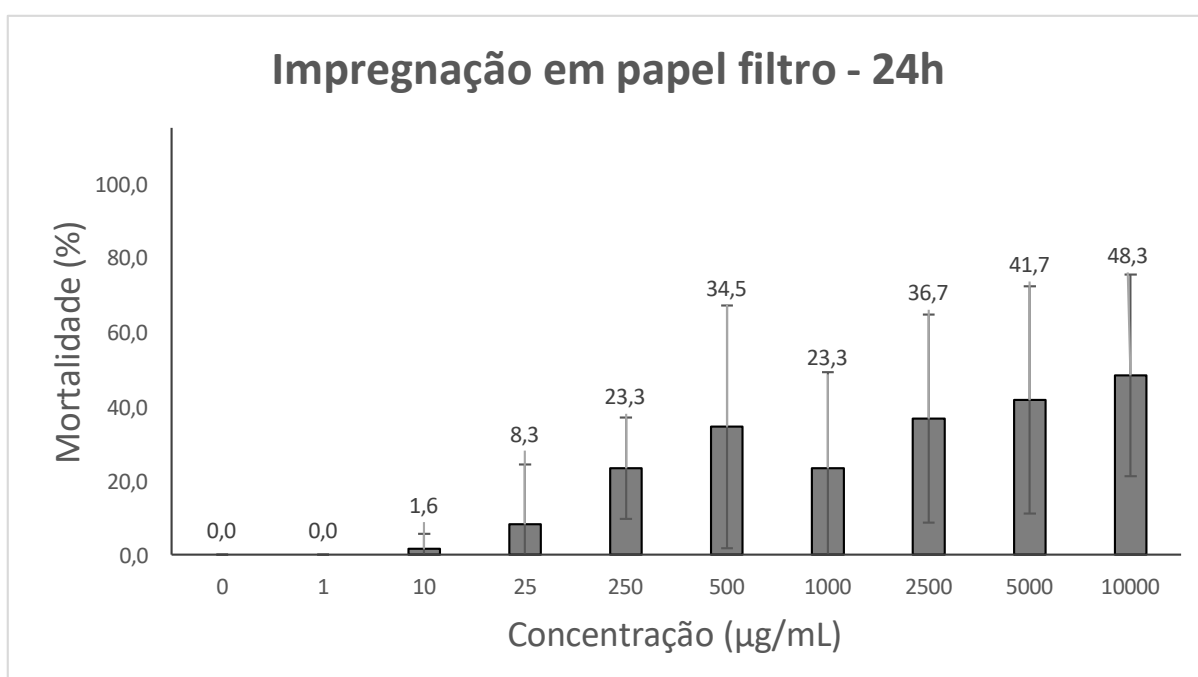


Figura 36: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

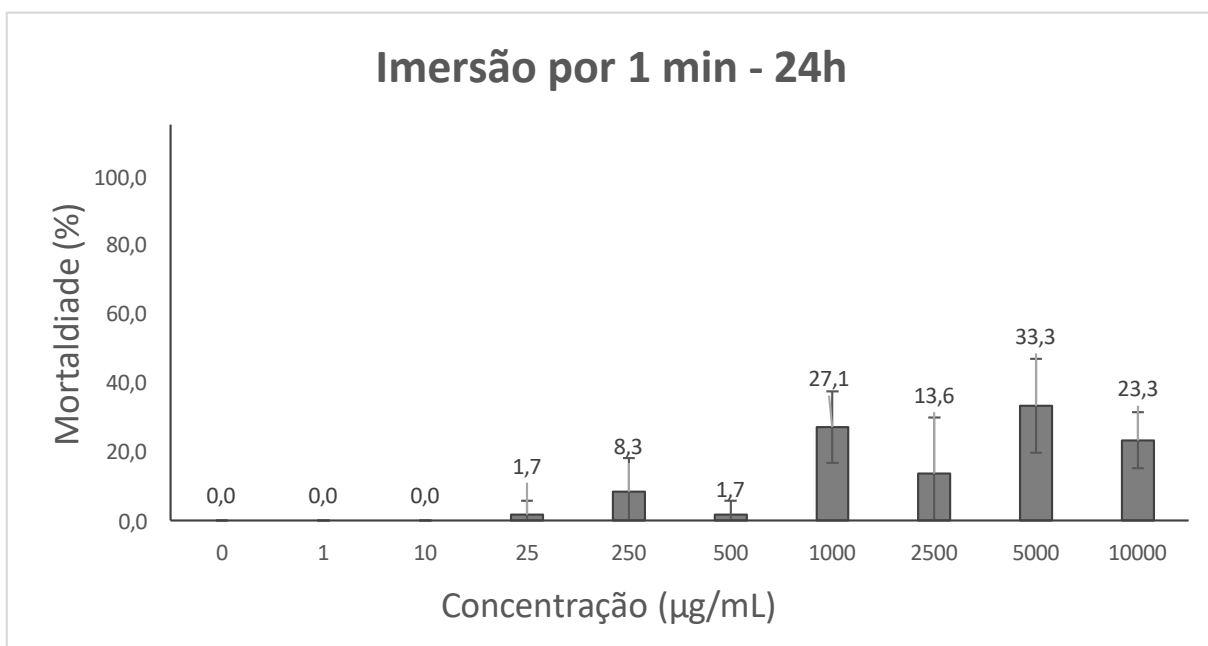


Figura 37: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

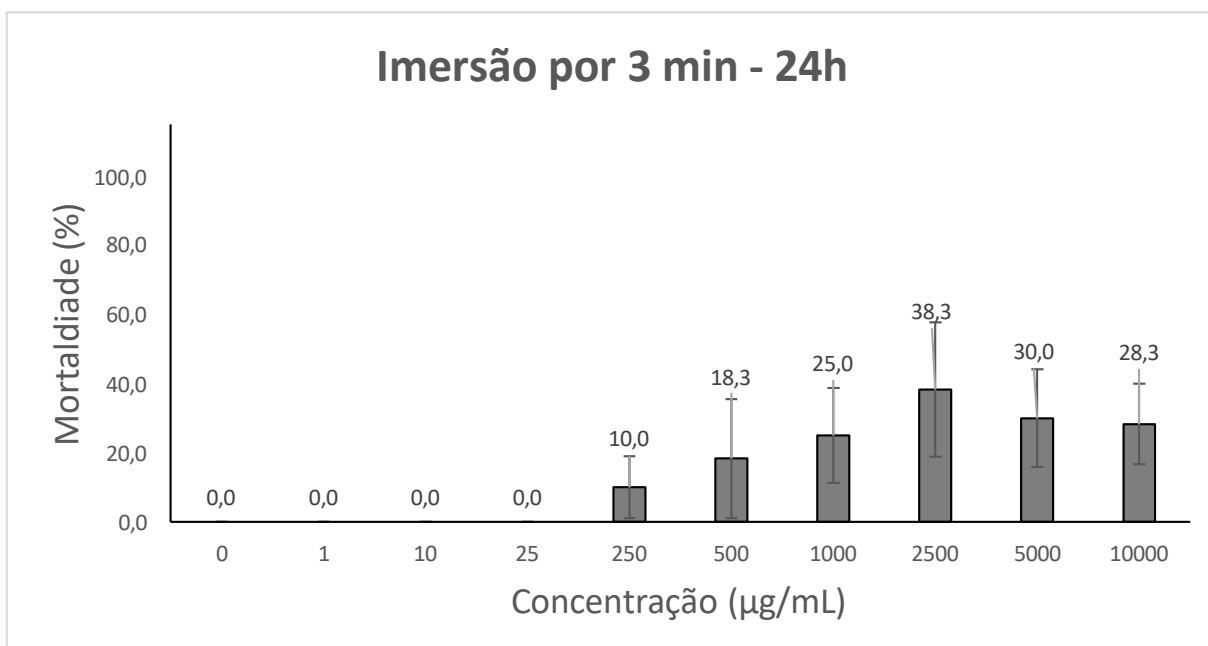


Figura 38: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

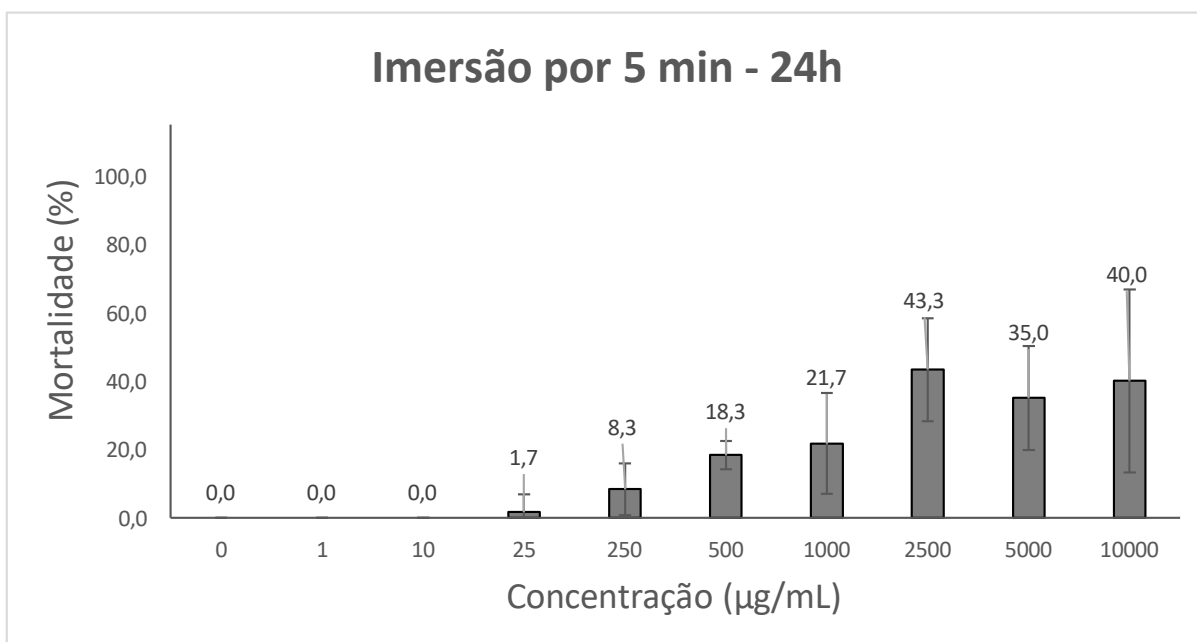


Figura 39: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

No período de leitura de 48h, maiores taxas de mortalidade corrigida puderam ser encontradas (figuras 40-43). A maior mortalidade corrigida observada desta vez, foi encontrada na metodologia de imersão por três minutos, que atingiu 91,7% (figura 42), na maior concentração avaliada. Nos tempos de imersão de um e cinco minutos, a maior mortalidade corrigida observada foi de 80% e 86,7% (figuras 41 e 43). Já na metodologia de impregnação em papel filtro, a maior mortalidade corrigida atingiu 81,7% (figura 40). O grupo controle permaneceu sem apresentar mortalidade a 48h de observação em todas as metodologias, enquanto o controle de veículo permanece com máxima mortalidade corrigida de 1,7%.

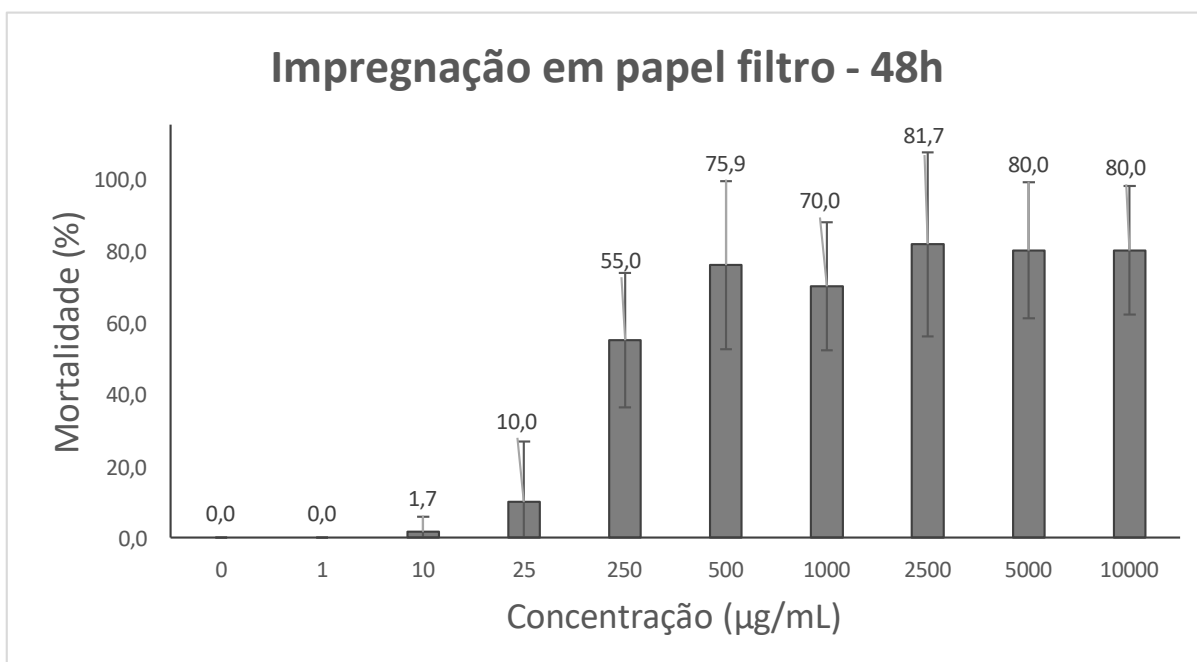


Figura 40: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

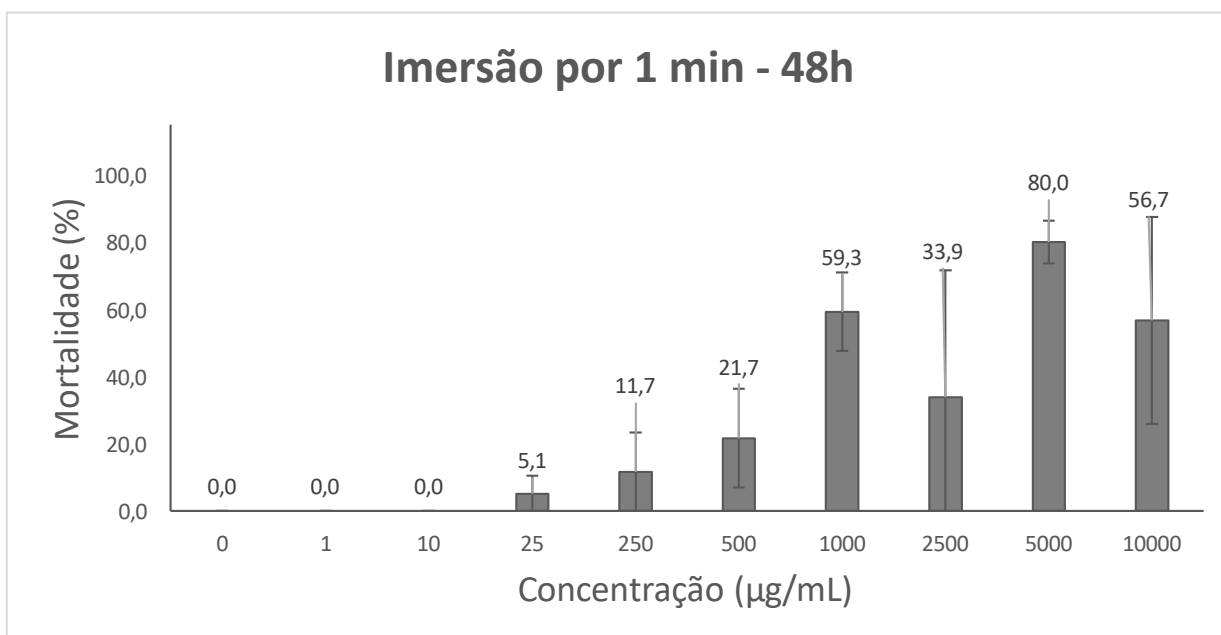


Figura 41: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

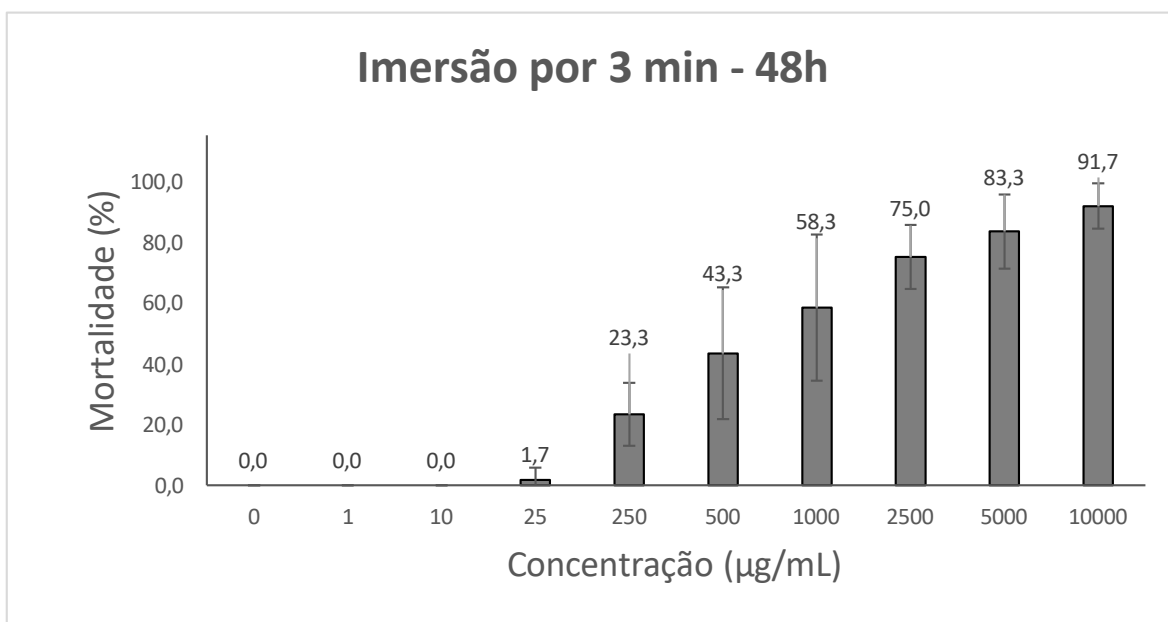


Figura 42: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

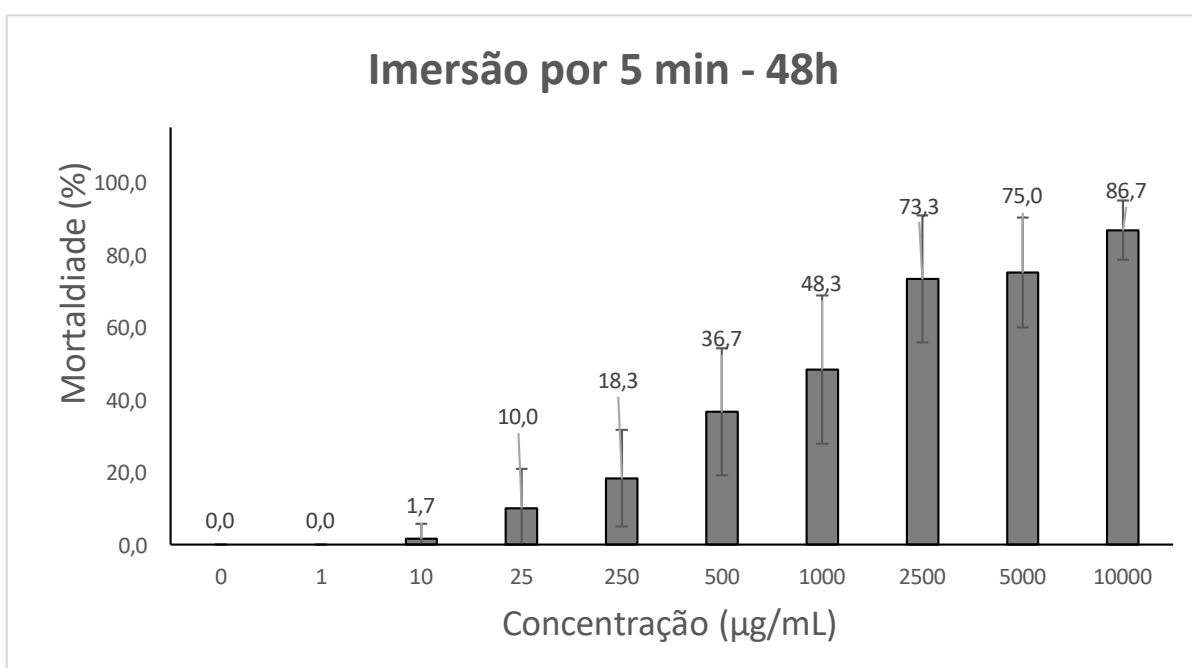


Figura 43: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Com 72 horas de exposição, houve aumento da eficácia em todas as metodologias, de modo que já foi possível encontrar 100% de mortalidade nos tempos de três e cinco minutos da metodologia de imersão (figuras 46-47). Enquanto no período de três minutos de imersão, a mortalidade de todos os indivíduos se deu na concentração de 10.000 µg/mL, no período de

cinco minutos, esta mortalidade foi observada uma concentração abaixo, de 5.000 µg/mL. Neste mesmo período de avaliação, a maior mortalidade corrigida obtida no período de imersão por um minuto foi de 93,3% (figura 45), enquanto a maior mortalidade corrigida obtida na metodologia de impregnação em papel filtro foi de 96,6% (figura 44). Tanto o grupo controle quanto o grupo controle de veículo não apresentaram mortalidade superior a 1,7% em nenhuma das metodologias avaliadas.

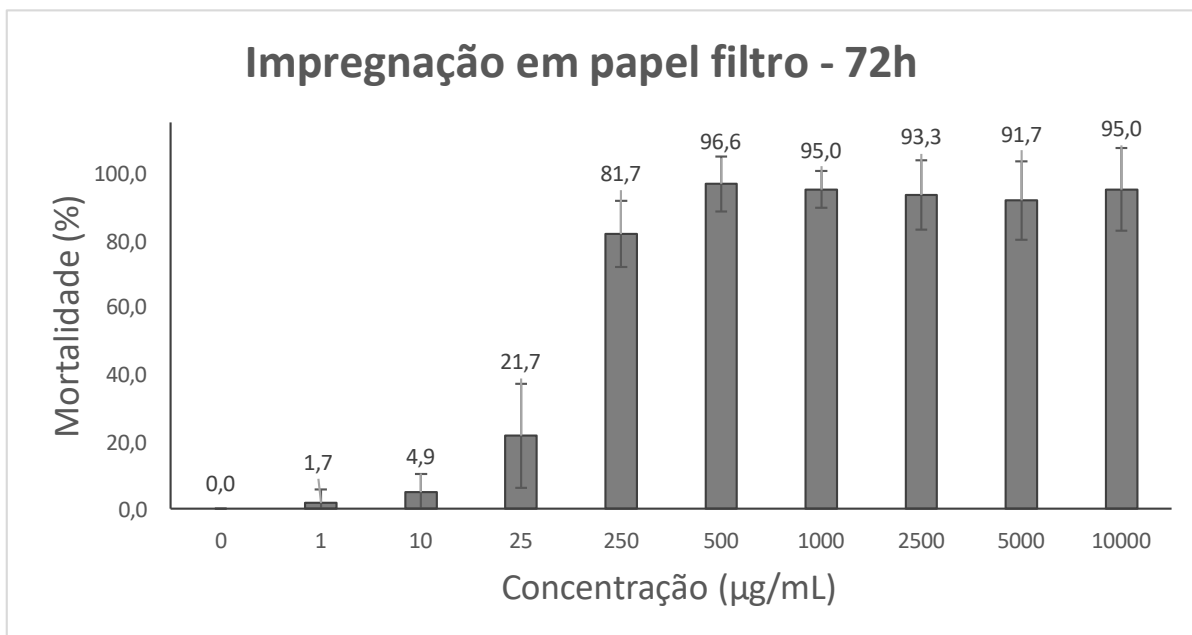


Figura 44: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

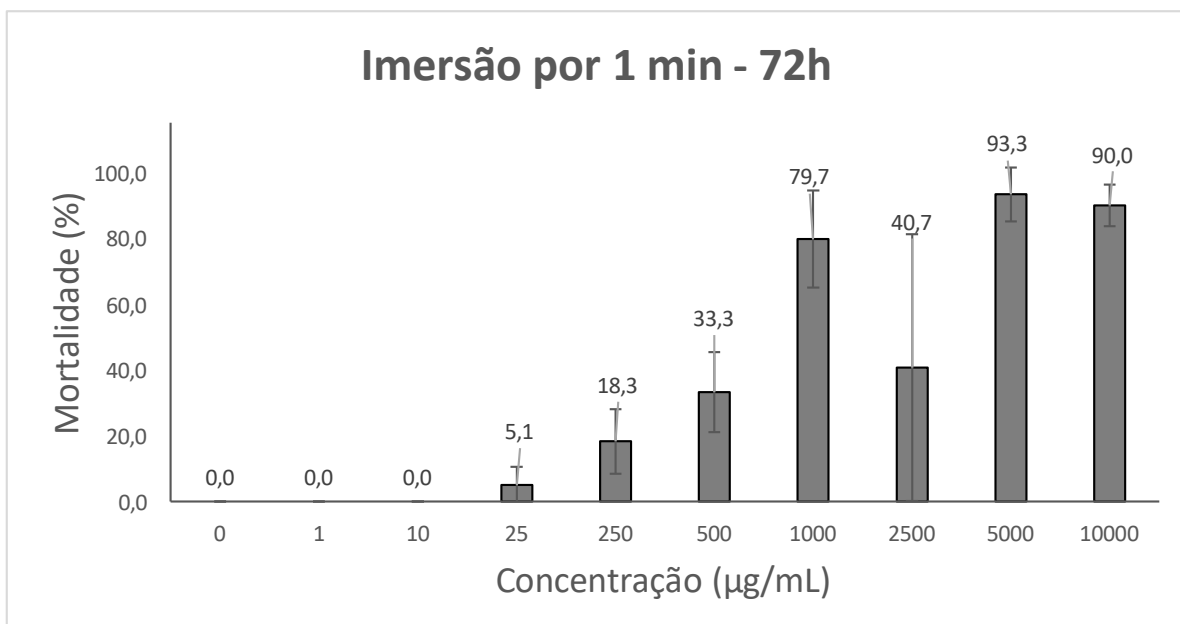


Figura 45: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

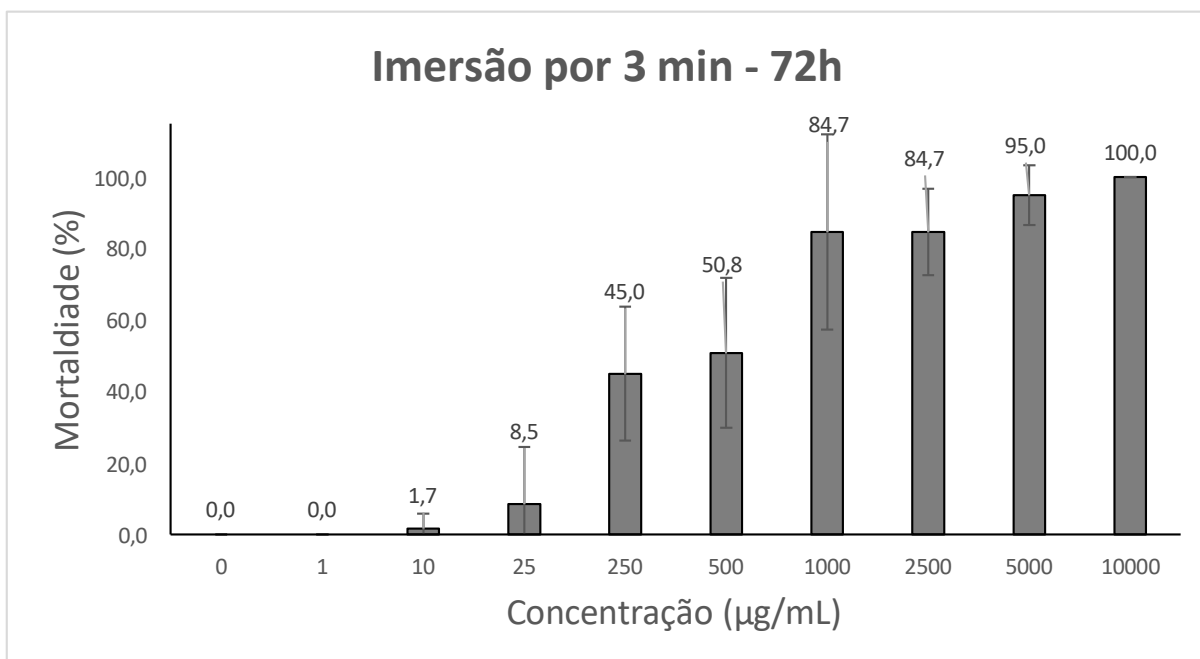


Figura 46: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

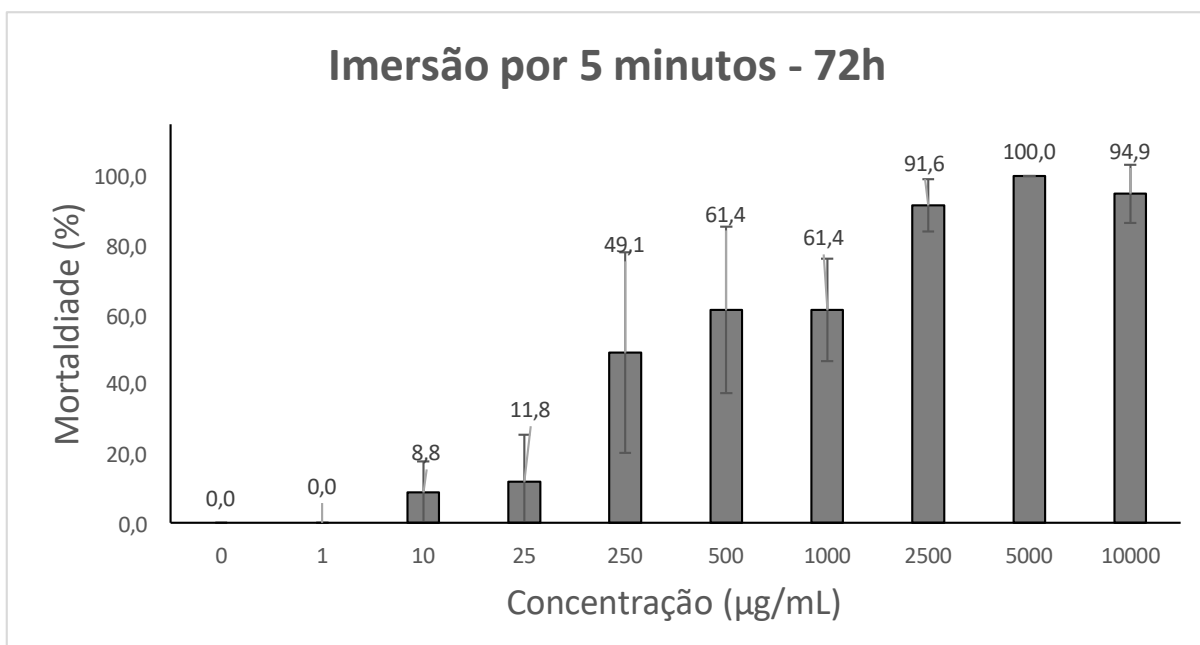


Figura 47: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Na análise de inibição de emergência corrigida, foi observado aumento do efeito do fluralaner, em relação ao efeito larvícida avaliado até 72h. Todas as metodologias inibiram 100% de emergência de indivíduos em mais de uma concentração (figuras 48-51). A metodologia que apresentou inibição de 100% de emergência em concentração mais baixa, foi a metodologia de impregnação em papel filtro, que apresentou inibição de emergência a partir de 250 µg/mL. A metodologia de imersão larval nos períodos de 1, 3 e 5 minutos apresentou inibição de 100% dos adultos na concentração mínima de 1.000 µg/mL, 5.000 µg/mL e 2.500 µg/mL, respectivamente. O percentual de não emergidos no grupo controle variou entre 1,7% e 3,3%, enquanto o percentual de não emergidos do controle de veículo variou entre 0 e 6,7%.

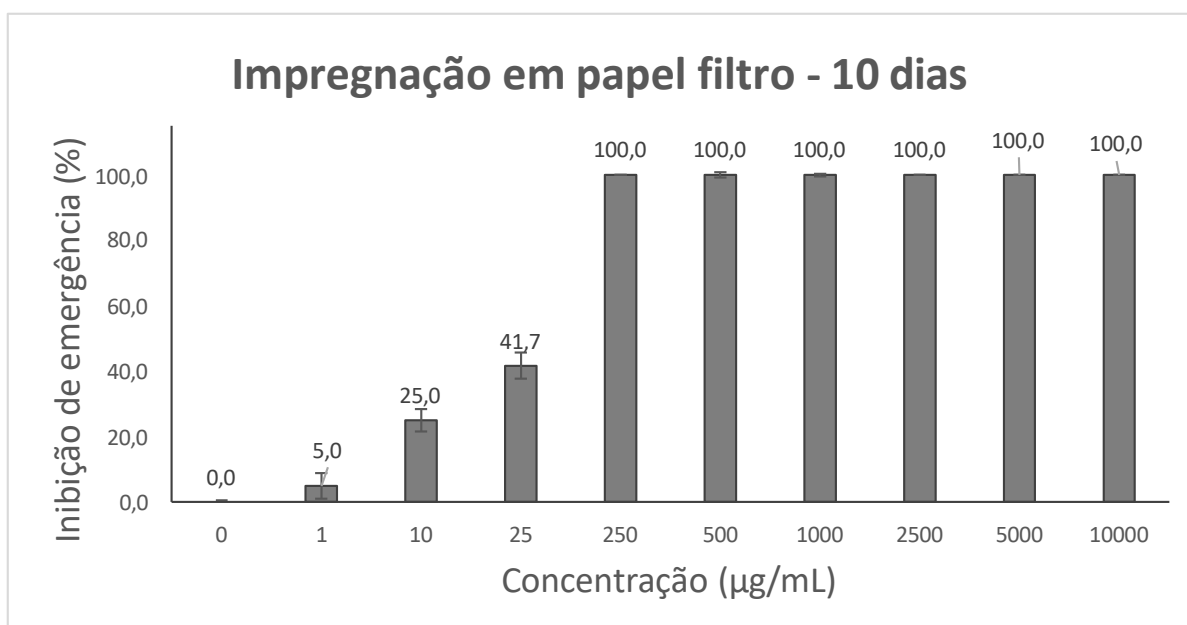


Figura 48: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

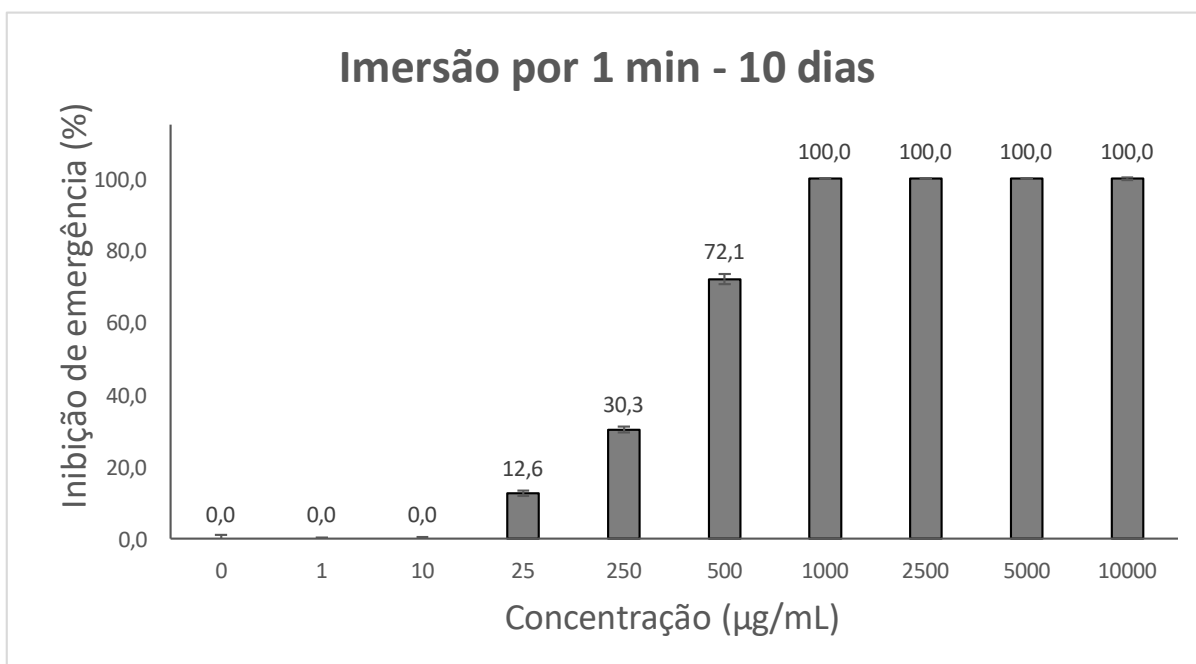


Figura 49: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por um minuto, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

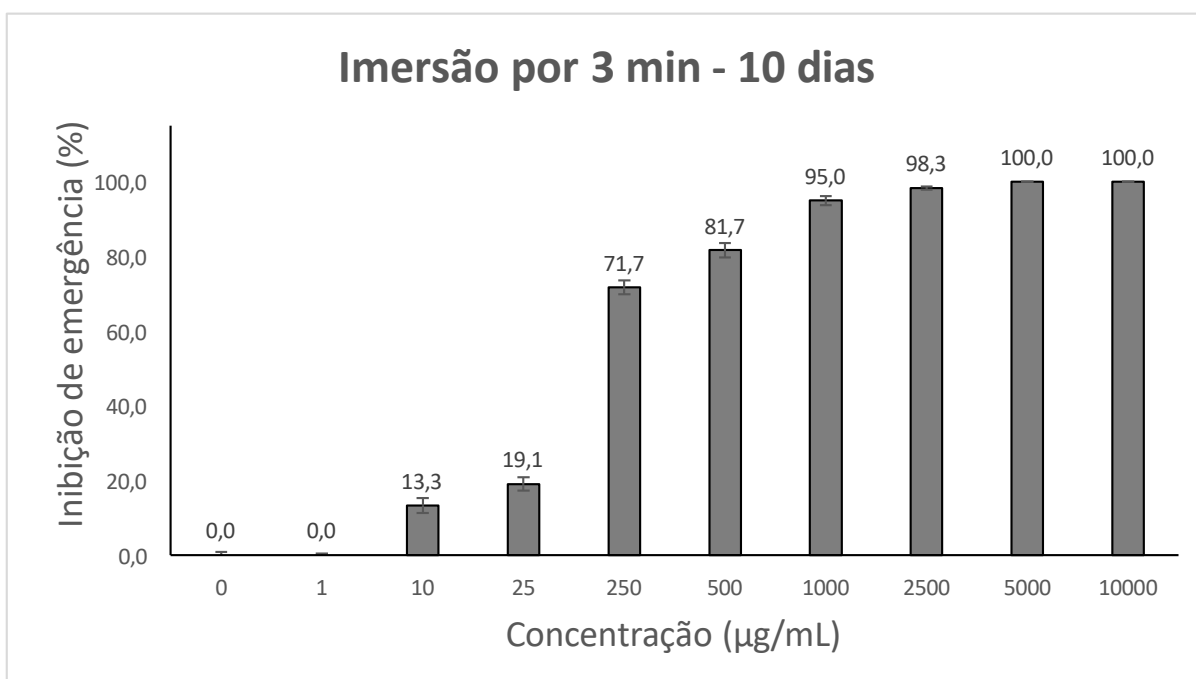


Figura 50: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por três minutos, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

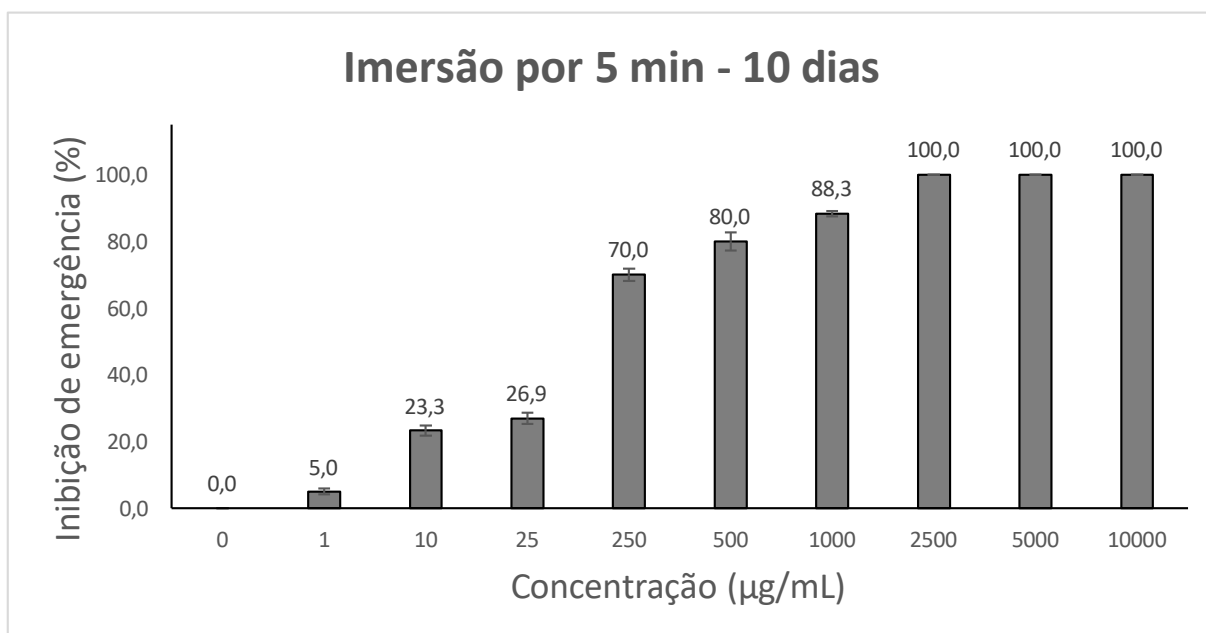


Figura 51: Inibição de emergência corrigida de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de fluralaner expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

As CL_{50} calculadas para cada período de tempo estão representadas na tabela 10. A CL_{50} não pôde ser estimada para nenhum dos tratamentos na leitura de 24 horas de exposição *in vitro*, devido aos baixos percentuais de mortalidade observados (< 50%). No entanto, a partir de 48h horas de avaliação, foi possível estimar a CL_{50} para todas as metodologias. No caso do fluralaner, a metodologia de impregnação em papel filtro apresentou CL_{50} no valor de 792,6 µg/mL, consideravelmente mais baixa que todas as metodologias de imersão. Dentre as metodologias de imersão, o período de um minuto apresentou maior CL_{50} , de 3632,5 µg/mL. Os períodos de um e três minutos apresentaram CL_{50} dentro de um mesmo intervalo de confiança.

Na avaliação de 72h, a metodologia impregnação em papel filtro continuou a apresentar a menor CL_{50} , de 267,5 µg/mL, enquanto a metodologia de imersão por um minuto permaneceu com a maior CL_{50} , de 2068,9 µg/mL. Novamente, as metodologias de imersão por três e cinco minutos apresentaram CL_{50} no mesmo intervalo de confiança. A avaliação das CL_{50} torna evidente a maior atividade de fluralaner na metodologia de impregnação em papel filtro. A CL_{50} apresentada nesta metodologia no último período de avaliação da ação larvicida, é sete vezes menor que na metodologia de imersão por um minuto, três vezes menor que na imersão por três minutos e duas vezes menor que na imersão por cinco minutos.

A partir da avaliação da CL_{50} também fica evidente o aumento de eficácia de fluralaner em relação ao tempo de leitura pós tratamento. De 48h para 72h, as metodologias de

impregnação em papel filtro, imersão por um minuto, imersão por três minutos e imersão por cinco minutos caíram, 66,3%, 40,5%, 52,8% e 72,2%, respectivamente.

Tabela 6. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de *Cochliomyia hominivorax* expostas ao fluralaner, obtida pelos testes *in vitro* de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas.

Tempo de Leitura (horas)	Metodologia	CL ₅₀ Estimada (µg/mL)	IC 95% (µg/mL)	Slope	χ ²	Valor de p
24	Impregnação	---	---	---	---	---
	Imersão 1 min	---	---	---	---	---
	Imersão 3 min	---	---	---	---	---
	Imersão 5 min	---	---	---	---	---
48	Impregnação	792,6	564,5 – 1105,1	1,1	55,0	1,00
	Imersão 1 min	3632,5	2690,8 – 5245,6	1,4	23,2	1,00
	Imersão 3 min	1832,7	1415,2 – 2397,1	1,5	7,8	0,54
	Imersão 5 min	2282,8	1679,8 – 3220,0	1,2	3,6	0,11
72	Impregnação	267,5	191,4 – 362,4	1,3	84,0	1,00
	Imersão 1 min	2068,9	1588,3 – 2473,2	1,5	47,2	1,00
	Imersão 3 min	872,9	666,4 – 1123,3	1,6	11,4	0,82
	Imersão 5 min	635,5	457,2 – 868,2	1,2	67,0	1,00

Para cada CL₅₀ apresentada, está descrita a faixa de variação em que se pode encontrá-la. Intervalo de confiança (IC95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL₅₀, com 95% de confiança. O declive (Slope) representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O valor do teste qui-quadrado (χ²) representa o grau de ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL₅₀ aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando p < 0,05.

A tabela 7 mostra as CL₅₀ estimadas para inibição de emergência de adultos. Quando as CL₅₀ são analisadas, podemos identificar novamente maior atividade da metodologia de impregnação em papel filtro que alcançou uma CL₅₀ de 15,4 µg/mL. A CL₅₀ estimada na metodologia de impregnação é seis vezes menor que a encontrada no tempo de imersão por um minuto e nove vezes menor que nos tempos de imersão de três minutos e cinco minutos. Entre os tempos de imersão, o tempo de um minuto mostrou novamente menor efeito na inibição que os demais, com uma CL₅₀ calculada de 302,7 µg/mL. As CL₅₀ dos tempos de três e cinco minutos novamente se encontraram dentro de mesmo intervalo de confiança novamente. Também é importante ressaltar a queda da CL₅₀ necessária para inibição de emergência das adultos em relação a mortalidade de larvas. As quedas das CL₅₀ calculadas para inibição de emergência foram de 94,3%, 85,4%, 89,5% e 89,4% em relação a mortalidade em 72h pós-tratamento para as metodologias de impregnação em papel filtro, imersão por um, três e cinco minutos, respectivamente.

Tabela 7. Concentração letal 50 de fluralaner frente a inibição da emergência de adultos de *Cochliomyia hominivorax*.

Metodologia	CL ₅₀ Estimada (µg/mL)	IC (95%) (µg/mL)	Slope	χ^2	Valor de p
Impregnação	15,4	10,1 – 26,7	1,2	40,6	1,00
Imersão 1 min	302,7	206,3 – 443,4	1,0	58,6	1,00
Imersão 3 min	92,0	62,8 – 130,3	1,1	11,0	0,80
Imersão 5 min	67,7	44,4 – 91,2	0,8	13,0	0,89

Para cada CL₅₀ apresentada, está descrita a faixa de variação em que se pode encontrá-la. Intervalo de confiança (IC95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL₅₀, com 95% de confiança. O declive (Slope) representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O valor do teste qui-quadrado (χ^2) representa o grau de ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL₅₀ aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando $p < 0,05$.

4.5. Bioensaios com Doramectina

No caso da doramectina, aumentos de mortalidade estatisticamente significativos não foram observados com o passar do tempo de avaliação em nenhuma das concentrações de nenhuma das metodologias (figuras 52-63). Diferente dos demais fármacos testados neste trabalho, o comportamento observado nas larvas submetidas a doses subletais de doramectina não causou contrações e movimentação involuntária das larvas. Neste caso, foi observado paralisia flácida das larvas desde as primeiras 24h. Esta paralisia foi notada a partir da concentração de 500 µg/mL em todas as metodologias avaliadas. Algumas larvas, no entanto foram capazes de voltar a se movimentar e até mesmo tornarem-se pupas nos tempos de avaliação subsequentes. Contudo, a partir da concentração de 10 µg/mL em todas as metodologias, já foram observadas larvas com movimentação mais lenta que as presentes nos grupos controle, possivelmente já sobre algum efeito da doramectina.

A maior mortalidade corrigida atingida foi de 96,7% obtida nos três tempos da metodologia de imersão (figuras 52-55). No período de imersão de um e três minutos esta mortalidade corrigida foi atingida na concentração de 2.500 µg/mL (figuras 53-54), enquanto no período de imersão de cinco minutos a mesma mortalidade corrigida foi atingida na concentração de 5.000 µg/mL (figura 55), ainda nas primeiras 24h. Já na metodologia de impregnação em papel filtro, a maior mortalidade corrigida atingiu 91,7% (figura 52). Todas estas taxas foram obtidas ainda nas primeiras 24h e perduraram até o último período de leitura (72h). Não foi observada mortalidade do grupo controle em nenhum dos tempos de avaliação de nenhuma das metodologias. No caso do controle de veículo, 1,7% de mortalidade foi

encontrada em 72h de avaliação da metodologia de impregnação em papel filtro e não foi observado mortalidade em nenhum tempo avaliado da metodologia de imersão.

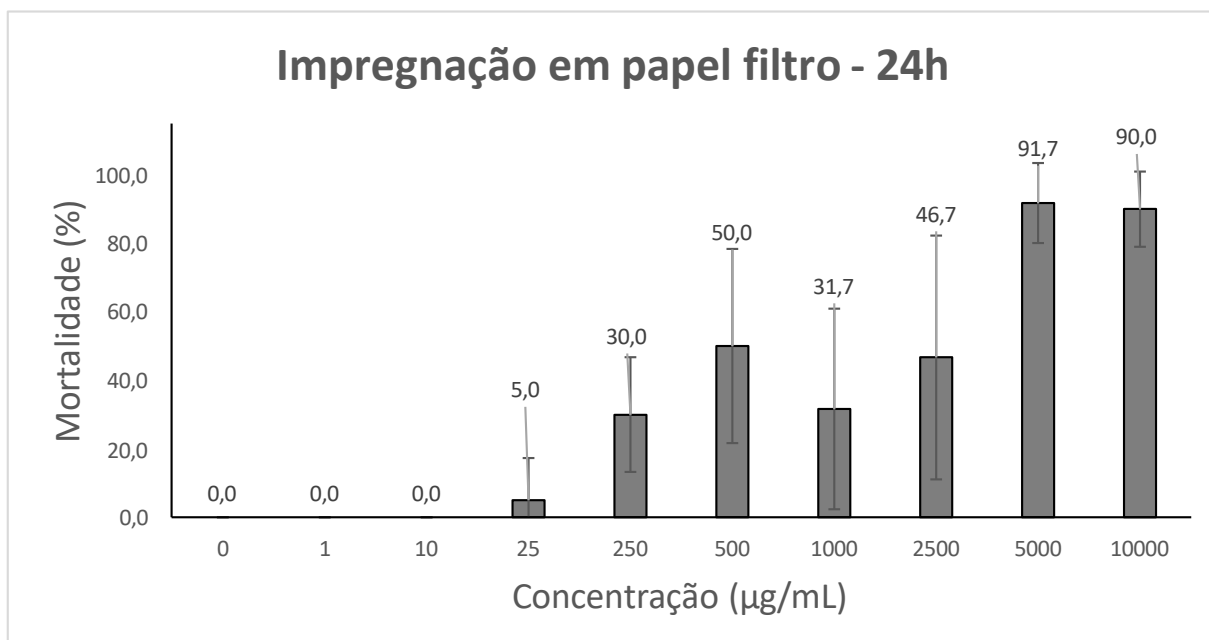


Figura 52: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

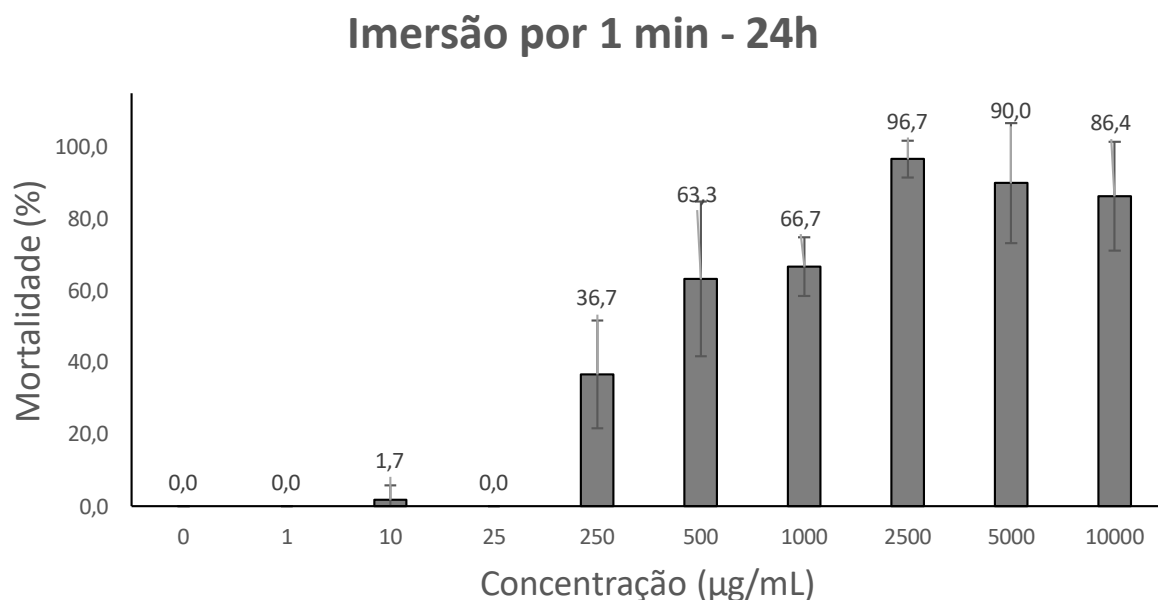


Figura 53: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

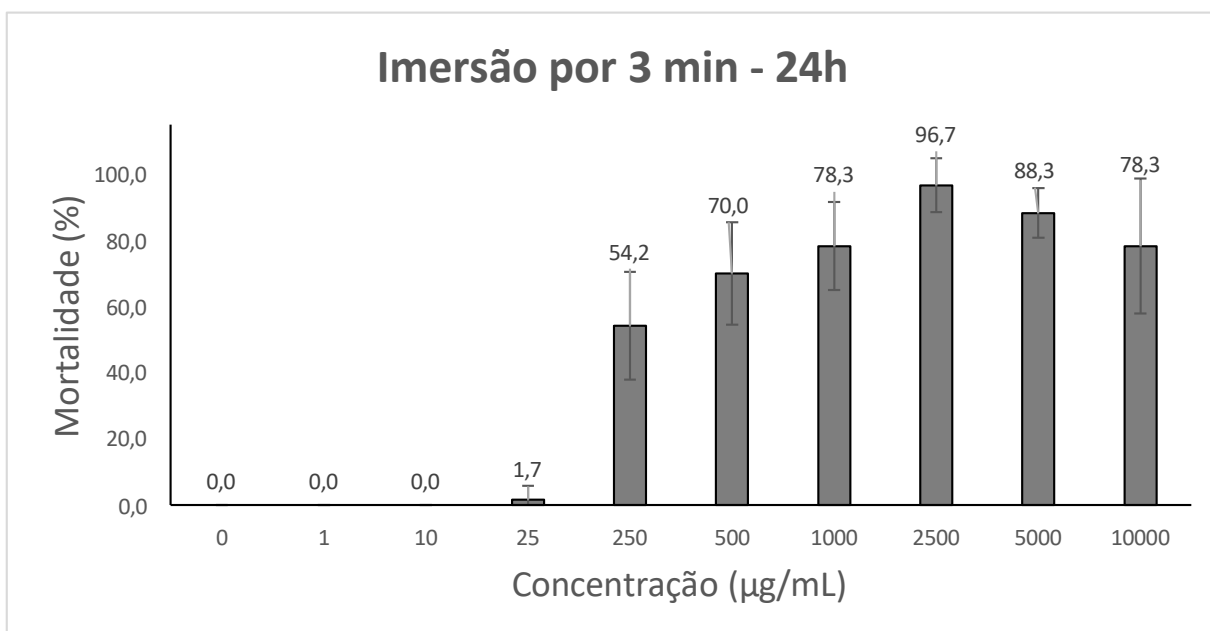


Figura 54: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

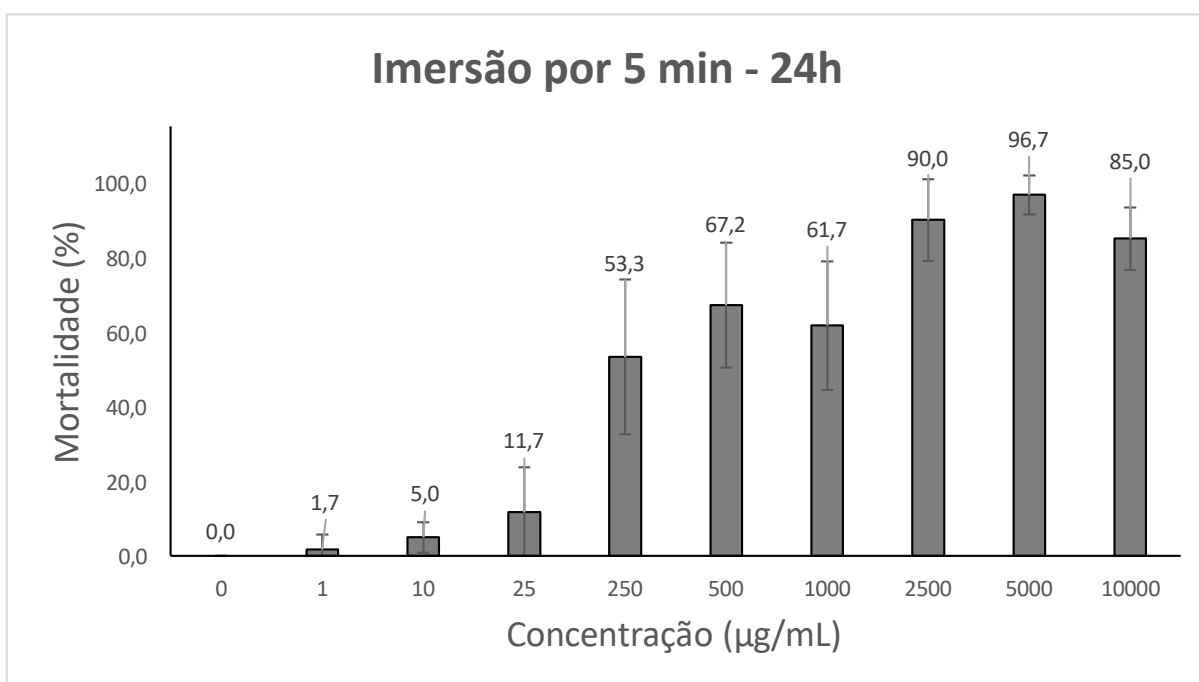


Figura 55: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 24h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

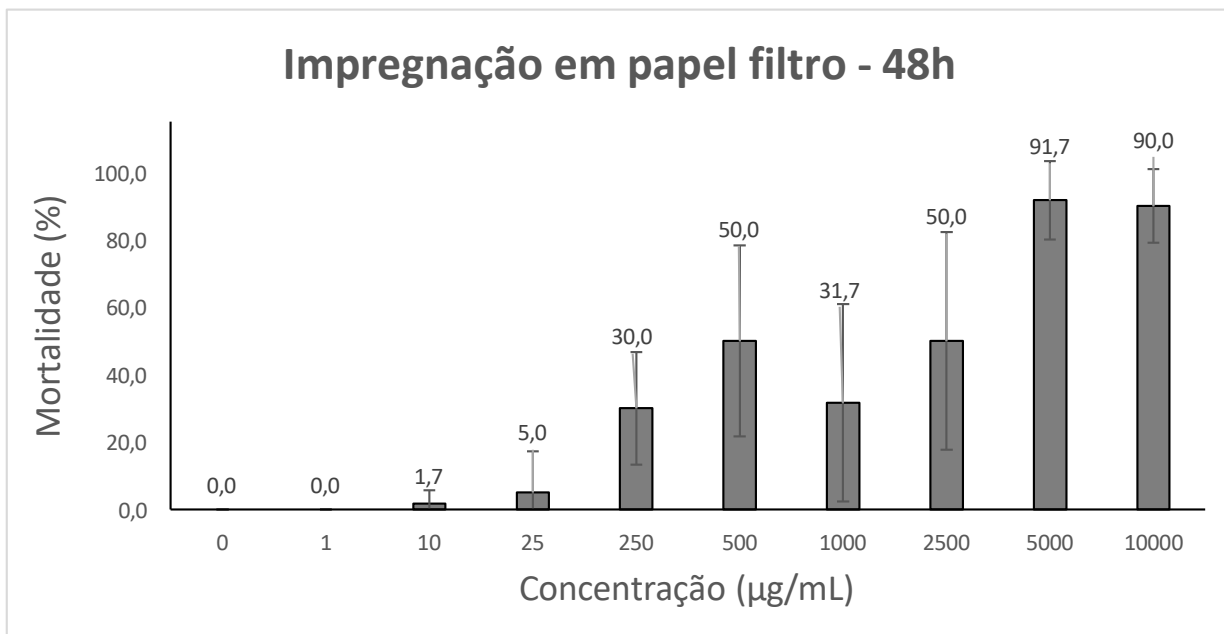


Figura 56: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

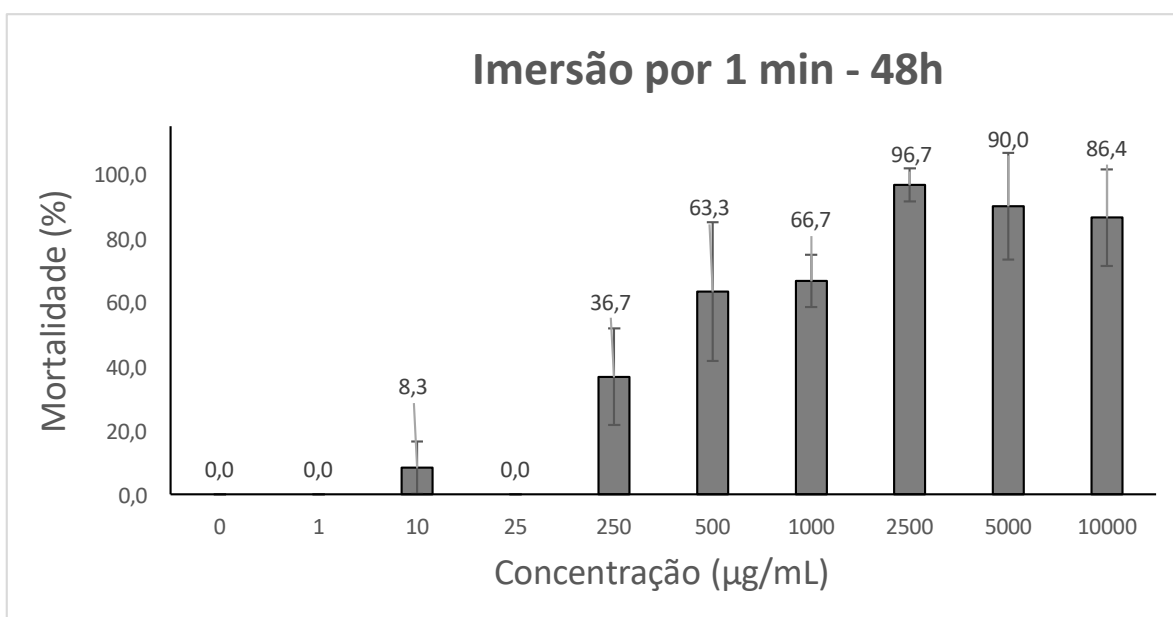


Figura 57: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

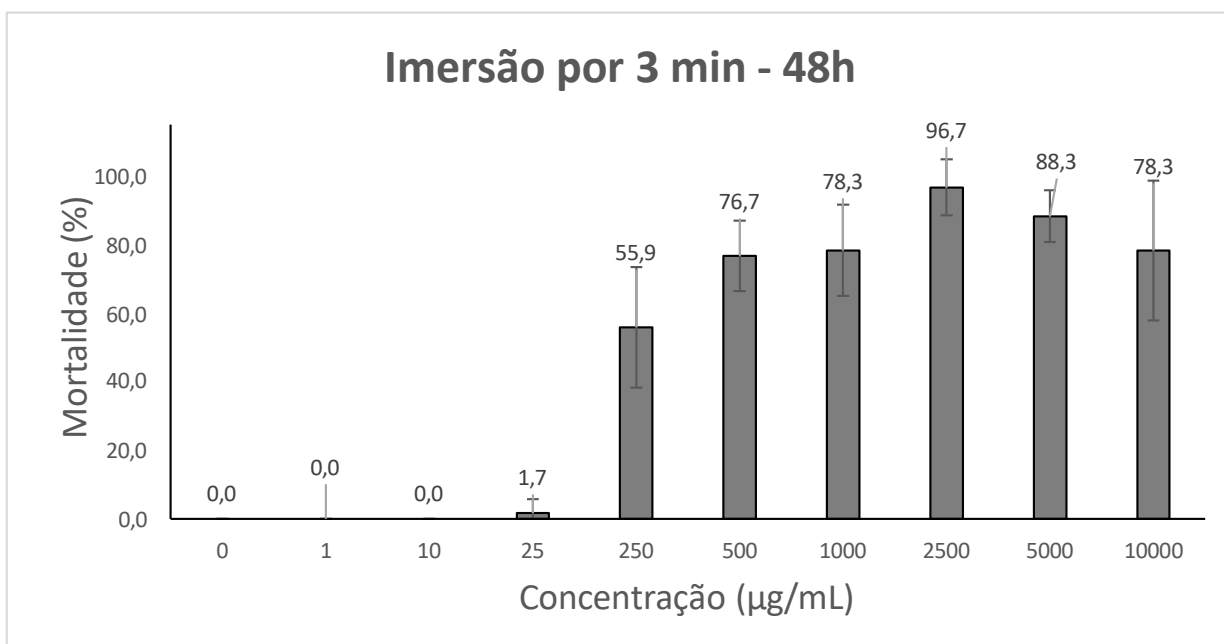


Figura 58: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

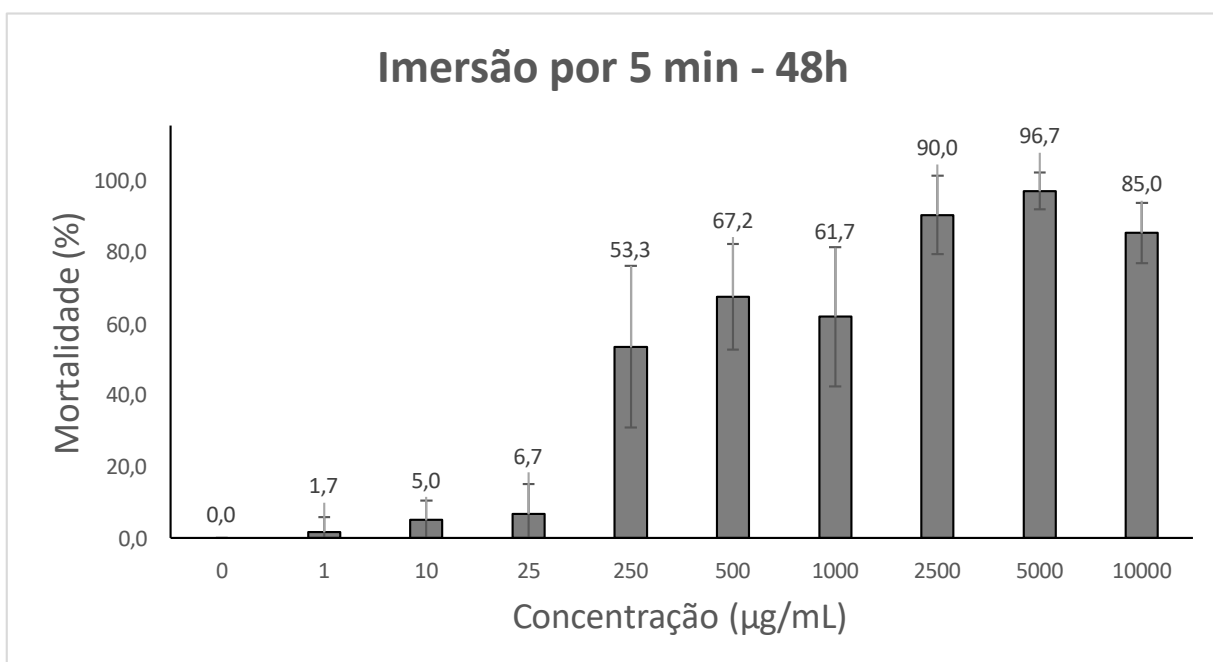


Figura 59: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 48h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

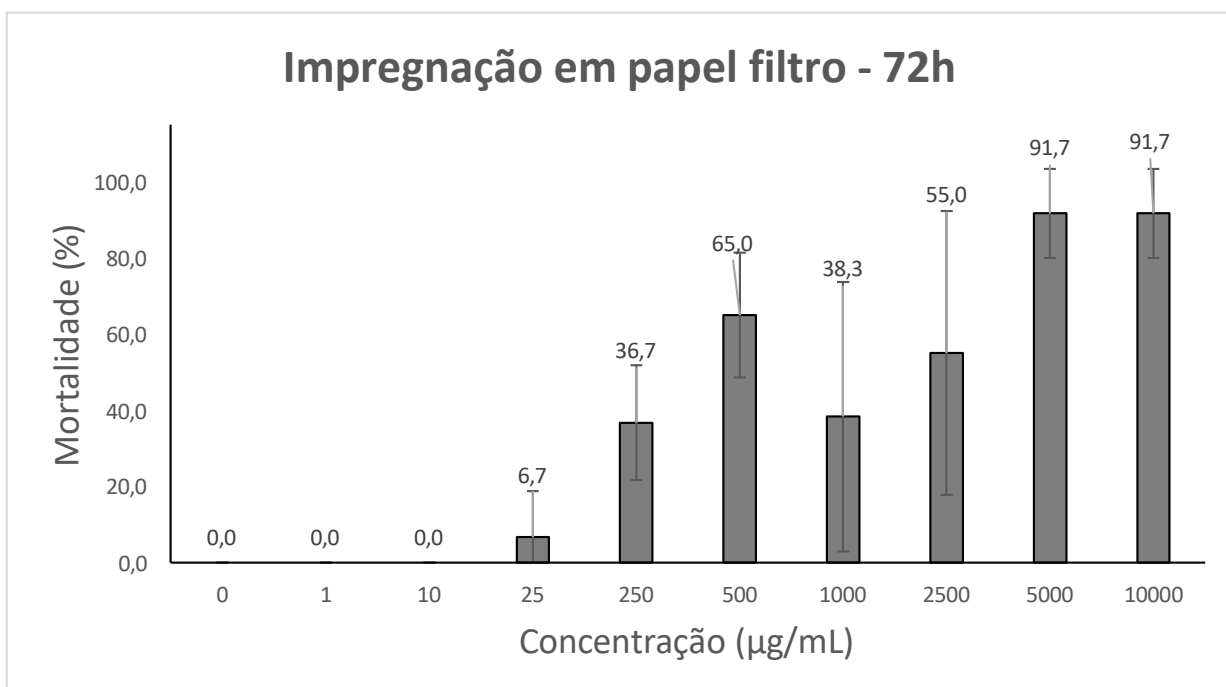


Figura 60: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

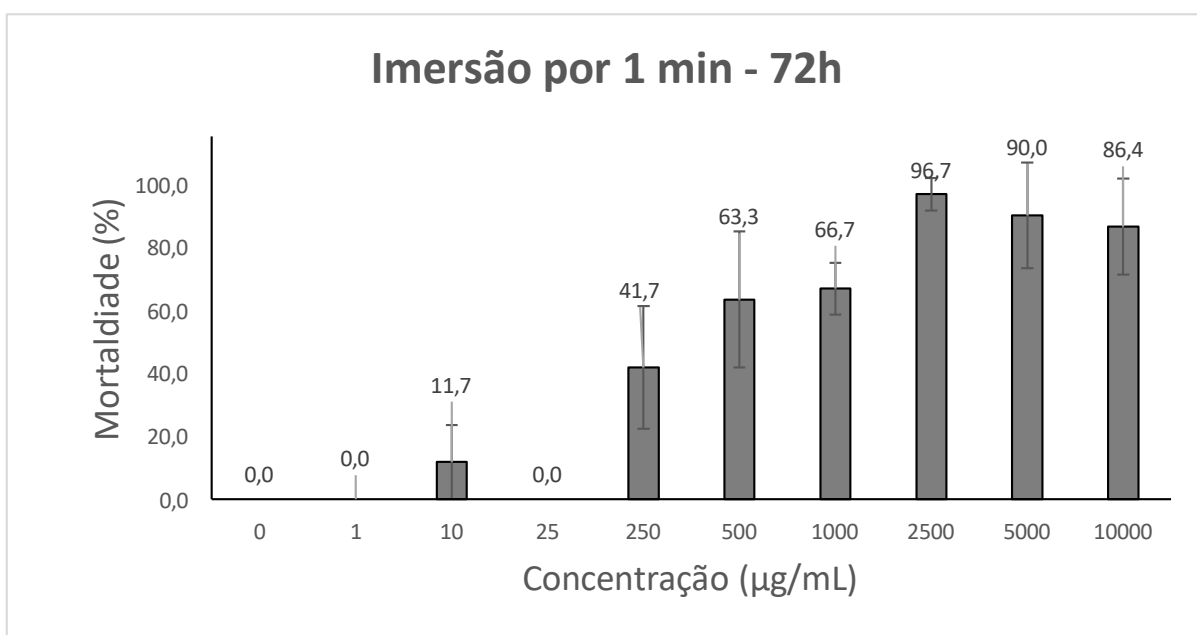


Figura 61: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

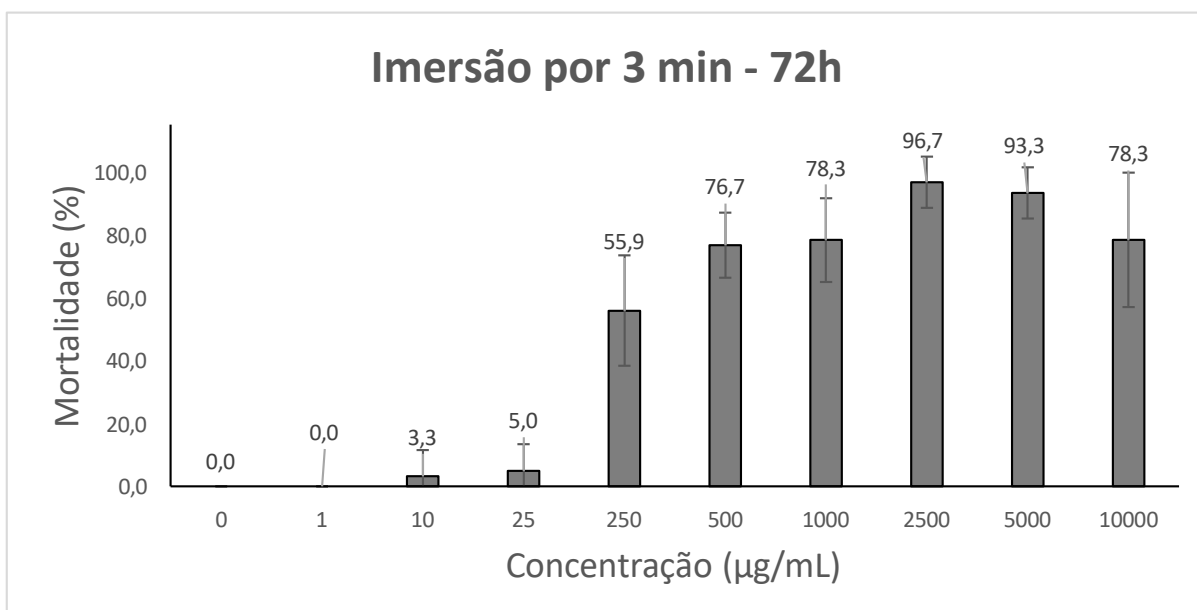


Figura 62: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por três minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

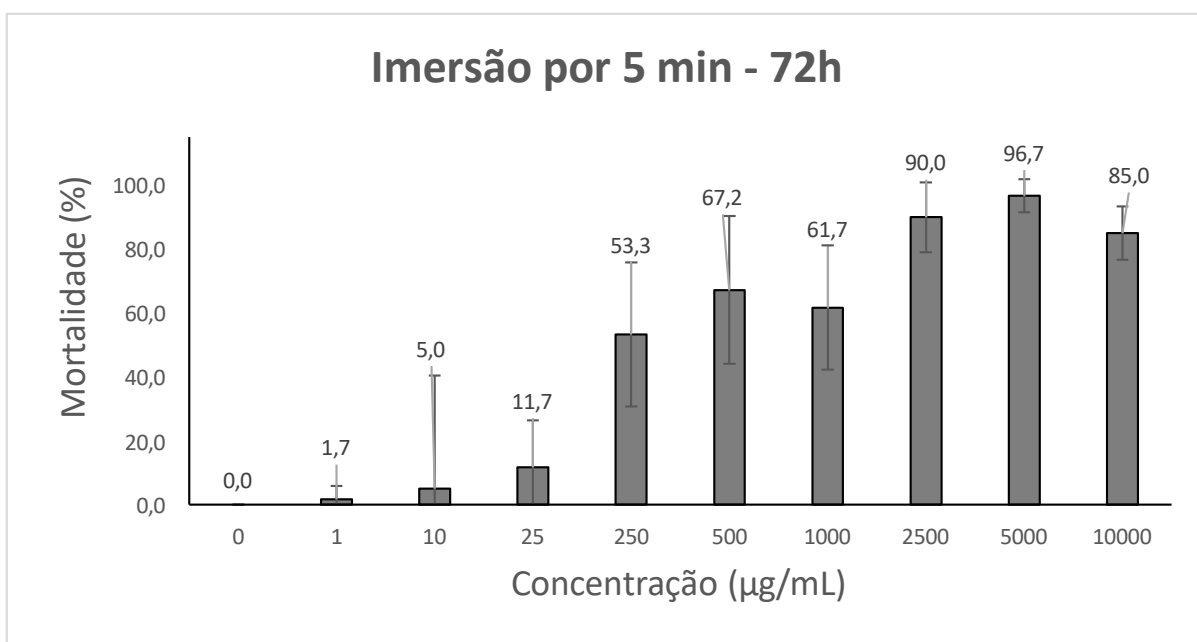


Figura 63: Mortalidade corrigida das larvas de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, na avaliação de 72h. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Na análise de inibição de emergência corrigida, todas as metodologias foram capazes de inibir a emergência de todos os adultos ainda na concentração de 250 µg/mL, exceto na imersão por cinco minutos (figuras 64-66). Este tempo de imersão só foi capaz de inibir a emergência de todos os indivíduos a partir da concentração de 1.000 µg/mL (figura 67). O percentual de não emergidos no grupo controle e o controle de veículo variou entre 3,3% e 6,7%

entre as metodologias.

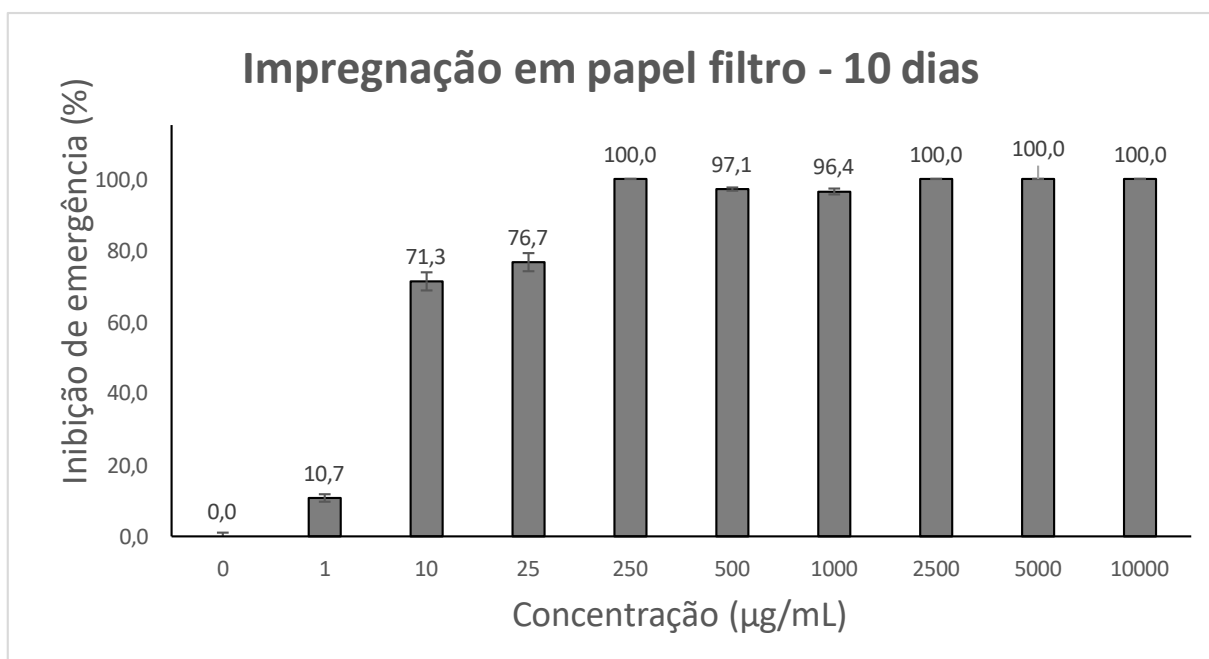


Figura 64: Inibição de emergência corrigido de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de impregnação em papel filtro, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

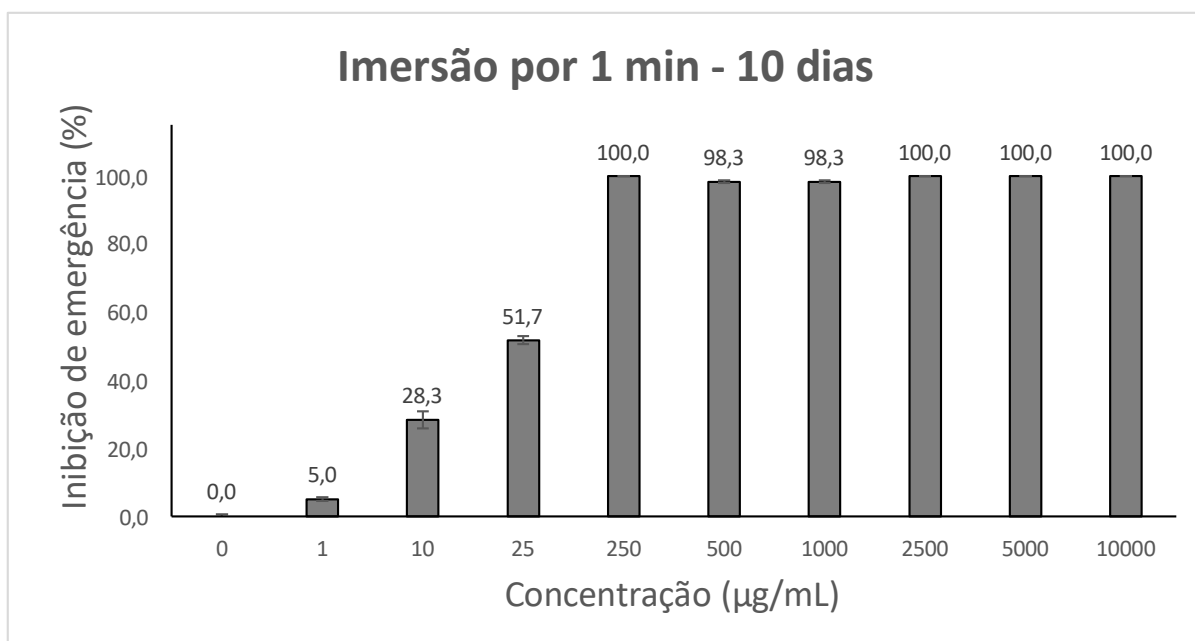


Figura 65: Inibição de emergência corrigido de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por um minuto, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

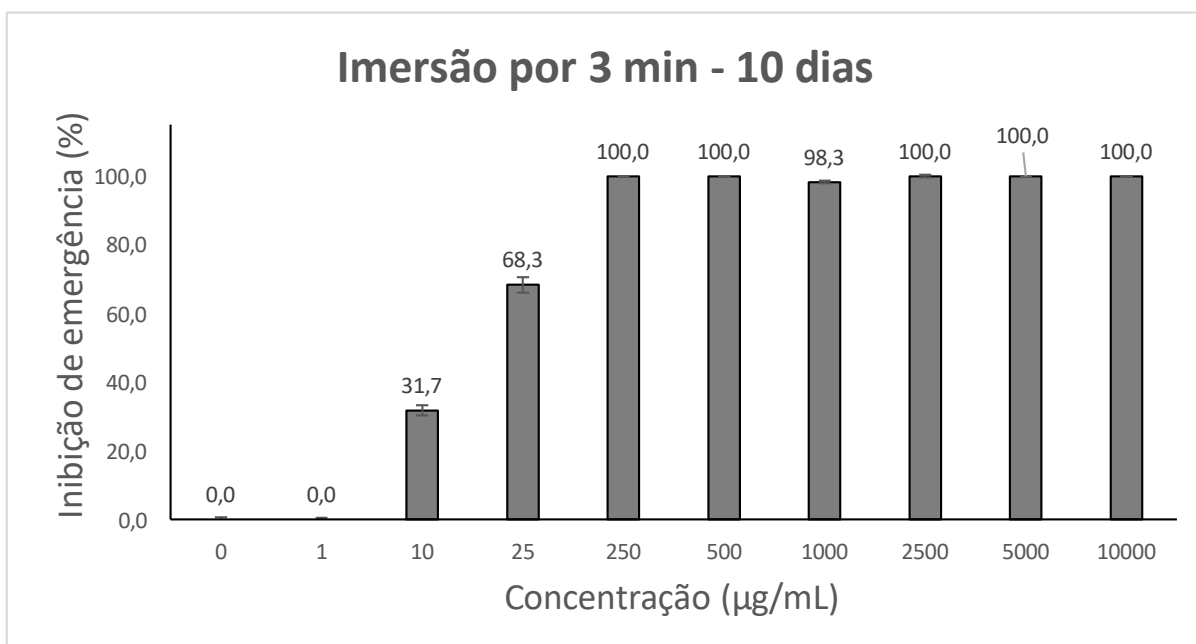


Figura 66: Inibição de emergência corrigido de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão três minutos, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

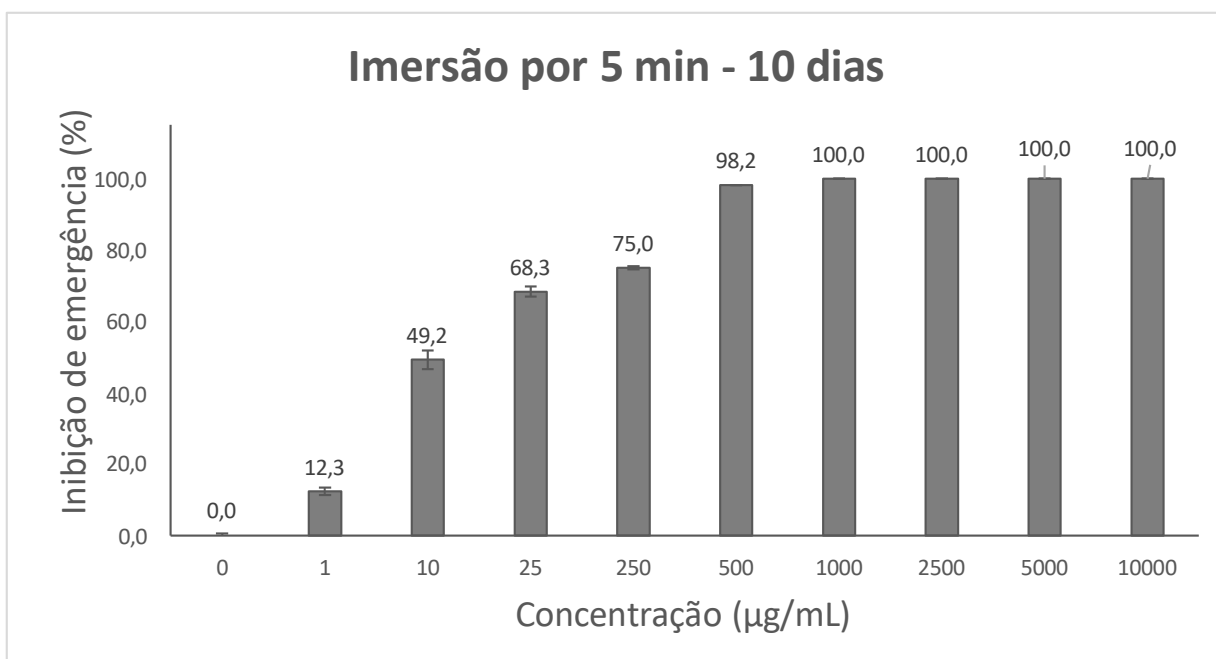


Figura 67: Inibição de emergência corrigido de adultos de *Cochliomyia hominivorax* em todas as concentrações de doramectina expostas através da metodologia de imersão por cinco minutos, dez dias após a realização do ensaio. As barras de erros representam o desvio-padrão.

Na tabela 12 estão apresentadas as CL_{50} calculadas para cada concentração em cada tempo de avaliação de cada metodologia. Nas primeiras 24h, a metodologia de impregnação atingiu a maior CL_{50} calculada, de 994,9 µg/mL. A menor CL_{50} foi obtida na metodologia de

imersão por cinco minutos, de 268,4 µg/mL. Vale ressaltar que as CL₅₀ obtidas nos três tempos de imersão se enquadraram no mesmo intervalo de confiança. Desta vez, as CL₅₀ obtidas em todas as metodologias avaliadas se mantiveram dentro de um mesmo intervalo de confiança nas leituras de 24h, 48h e 72h. Na avaliação de 72h, a metodologia de impregnação em papel filtro apresentou CL₅₀ próxima do dobro dos tempos de imersão de um e três minutos, e ao triplo da encontrada na imersão por cinco minutos.

Tabela 8. Concentração letal 50 estimada para larvas de terceiro ínstar de *Cochliomyia hominivorax* expostas à doramectina, obtida pelos testes *in vitro* de impregnação em papel filtro e imersão (1, 3 e 5 minutos), após 24, 48 e 72 horas.

Tempo de Leitura (horas)	Metodologia	CL ₅₀ Estimada (µg/mL)	IC 95% (µg/mL)	Slope	χ ²	Valor de p
24	Impregnação	994,9	712,5 – 1389,7	1,1	35,1	1,00
	Imersão 1 min	437,3	315,7 – 589,8	1,3	28,5	1,00
	Imersão 3 min	329,7	230,7 – 458,4	1,1	62,3	1,00
	Imersão 5 min	268,4	185,0 – 378,3	1,1	38,9	1,00
48	Impregnação	910,7	648,7 – 1276,2	1,1	27,8	1,00
	Imersão 1 min	389,9	276,2 – 536,3	1,2	28,1	1,00
	Imersão 3 min	302,6	2011,0 – 421,9	1,1	70,1	1,00
	Imersão 5 min	272,4	187,1 – 385,6	1,1	32,9	1,00
72	Impregnação	676,3	474,5 – 955,2	1,1	32,9	1,00
	Imersão 1 min	334,3	232,3 – 469,0	1,1	30,5	1,00
	Imersão 3 min	302,6	211,0 – 421,9	1,1	70,1	1,00
	Imersão 5 min	215,3	141,0 – 319,2	0,9	20,1	0,99

Para cada CL₅₀ apresentada, está descrita a faixa de variação em que se pode encontrá-la. Intervalo de confiança (IC95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL₅₀, com 95% de confiança. O declive (Slope) representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O valor do teste qui-quadrado (χ²) representa o grau de ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL₅₀ aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando p < 0,05.

Na tabela 13, estão descritas as CL₅₀ calculadas para a inibição de emergência de adultos. Não foi possível calcular a CL₅₀ para os tempos de imersão de três e cinco minutos, devido a ausência de número suficiente de mortalidades crescentes. Diferente do que foi observado na avaliação da atividade larvicida com doramectina, a metodologia de impregnação em papel filtro apresentou menor CL₅₀ relacionada a inibição de emergência de adultos, em comparação à metodologia de imersão. Doramectina foi o fármaco que apresentou maior queda das CL₅₀ calculadas na avaliação da inibição de emergência, em relação às encontradas para atividade larvicida. As CL₅₀ obtidas para inibição de emergência foram 157 e 17 vezes

menores que as mortalidades observadas na avaliação de 72h, para as metodologias de impregnação em papel filtro e imersão larval por um minuto, respectivamente.

Tabela 9. Concentração letal 50 estimada sobre o percentual de inibição de emergência de adultos de larvas de *Cochliomyia hominivorax* expostas à doramectina em diferentes metodologias.

Metodologia	CL ₅₀ Estimada (µg/mL)	IC (95%) (µg/mL)	Slope	χ ²	Valor de p
Impregnação	4,3	2,0 – 7,5	0,8	68,7	1,00
Imersão 1 min	19,7	13,6 – 27,9	1,5	7,2	0,48
Imersão 3 min	-	-	-	-	-
Imersão 5 min	-	-	-	-	-

Para cada CL₅₀ apresentada, está descrita a faixa de variação em que se pode encontrá-la. Intervalo de confiança (IC95%), representa a faixa de variação em que pode estar contida a verdadeira CL₅₀, com 95% de confiança. O declive (Slope) representa a taxa de variação de mortalidade em função do aumento da concentração do ativo. O valor do teste qui-quadrado (χ²) representa o grau de ajuste do modelo matemático criado para o cálculo da CL₅₀ aos dados experimentais de cada metodologia. O valor de p, se refere ao teste qui-quadrado, e indica diferença significativa entre o valor observado e estimado quando p < 0,05.

5 DISCUSSÃO

No presente estudo, as CL₅₀ encontradas nos testes com fipronil foram muito maiores que as encontradas em outros estudos que desafiavam outras espécies de artrópodes contra este mesmo fármaco. Su e Cheng (2014), calcularam CL₅₀ de 0,11 ppm em 24h para L3 do culicídeo *Culex quinquefasciatus*, em testes de contato. Neste trabalho, no mesmo período de leitura, as CL₅₀, quando calculadas variaram de 59 a 210,1 ppm, de acordo com a metodologia. Ali, Nayar e Gu (1998) calcularam a CL₅₀ para L4 de seis espécies de culicídeos e dois crinomídeos submetidas a uma metodologia de ingestão por 48h. Entre todas as oito espécies, a maior CL₅₀ encontrada foi de 0,023 ppm, contra a espécie *Aedes albopictus*. Nas metodologias testadas neste estudo, a CL₅₀ no mesmo período de leitura variou de 2,7 a 163,8 ppm. Stratman et al. (2013), em seu trabalho com testes de contato de fipronil contra as larvas de oito dias de idade do crinomídeo *Cricotopus lebetis*, obtiveram uma CL₅₀ de 1,78 x 10⁻³ ppm em 72h de leitura. No mesmo período de leitura, a CL₅₀ encontrada em nosso trabalho nas quatro metodologias variou entre 1,2 e 76,8 ppm. Gassel et al. (2014), ao compararem a ação de ingestão de fipronil contra diferentes parasitos de importância veterinária, encontraram maior tolerância de larvas de primeiro instar (L1) do também califorídeo *Lucilia cuprina* à adultos de *Ctenocephalides felis* e *Stomoxys calcitrans*, L1 de *Aedes aegypti* e ninfas de terceiro instar (N3) de *Ornithodoros moubata*, todas expostas a fipronil também por ingestão.

No caso da CL₅₀ necessária para inibição de emergência, apesar da grande queda em relação à CL₅₀ observada para a ação larvicida, as concentrações necessárias para *C. hominivorax*, ainda se mostram maiores que as necessárias para outras espécies. No presente trabalho, a CL₅₀ para inibição de emergência, quando calculada, variou de 4,7 a 13,7 ppm. Medina et al. (2004) calcularam CL₅₀ de 0,26 ppm para L3 do crisopídeo *Chrysoperla carnea* submetidas a fipronil por gotejamento. Em testes de contato com larvas do efemerídeo *Cloeon dipterum*, Germing et al. (2023) encontraram CL₅₀ de $1,6 \times 10^{-4}$ ppm. Adán et al. (2011) encontraram uma inibição de emergência de 93% do braconídeo *Psytalia concolor*, mesmo, exposto de forma tópica a uma concentração de apenas 1 ppm de fipronil ainda na fase de L3. Variações nas expressões gênicas de rotas de desintoxicação são comuns entre espécies de artrópodes (HAAS et al., 2022; HAYWARD et al., 2023, REN et al. 2021; VOLANTÉ et al., 2022). Muitas vezes, a quantidade de enzimas desintoxicantes produzidas por determinadas espécies está relacionada com o grau de desafio a xenobióticos que estas são submetidas em seu ambiente (AMEZIAN, NAUEN, LE GOFF, 2021; WU, HOY, 2016; ZHANG et al., 2019). Miíases, normalmente são ambientes com alta infecção bacteriana (DULDULAO et al., 2025; MURA et al., 2025; RARES et al., 2025). A maior tolerância de *C. hominivorax* ao fipronil em relação a outros insetos, pode se justificar pelo fato de uma maior produção de enzimas desintoxicantes por estas larvas, necessárias para a sobrevivência das mesmas em feridas contaminadas.

Em todas as metodologias testadas, houve diminuição da CL₅₀ de fipronil a cada tempo de leitura. Efeitos tempo dependentes de fipronil também são observados em muitos trabalhos (AKPESSE et al., 2014; CÁCERES DEL-CARPIO, IANNAcone, 2021; TOMINAGA et al., 2024). Insetos expostos ao fipronil, apresentam inicial aumento de enzimas que atuam no processo de desintoxicação como citocromo P-450, carboxilase, glutathione sulfurtransferase, catalase e superóxido dismutase (ABOUT-TALEB, BARRANIA, ATTIA, 2015; GAO et al., 2021; JIN et al., 2020; SIDDIQUI, et al., 2022, XIONG et al., 2019). Estas enzimas são importantes para expulsar xenobióticos, bem como controlar o aumento de espécies reativas a oxigênio, que comumente aumentam seus níveis em artrópodes desafiados com fipronil (JAMEEL et al., 2019; WANG et al., 2013; ZHANG et al., 2015). No entanto, após 48h de exposição pode haver queda da produção de alguma destas enzimas, em consequência aos danos fisiológicos causados pelo ativo no organismo (JAMEEL et al., 2019, PINTO et al., 2024). Desta forma, insetos expostos ao fipronil tornam-se mais susceptíveis à efeitos desta droga em

maiores períodos pós exposição, o que explica o aumento da eficácia de fipronil nas duas metodologias, após 24h de observação, observado no presente trabalho.

Quedas de CL₅₀ de fipronil são comumente relatadas quando comparadas as concentrações necessárias para ação larvicida e inibição de emergência. No trabalho de Shumilova et al. (2021), os autores precisaram de uma concentração de 1,22 ppm de fipronil para matar 50% de L3 de *Musca domestica*, mas conseguiram provocar a inibição de emergência de 95% dos adultos, quando as mesmas L3 foram expostas a uma concentração menor, de 0,5 ppm. Monteiro et al. (2019) obtiveram CL₅₀ de $1,74 \times 10^{-3}$ ppm de fipronil, para L1 de *Chironomus riparius*. No entanto, na avaliação da inibição de emergência de adultos provenientes da mesma geração de larvas, a CL₅₀ calculada caiu para $6,9 \times 10^{-5}$ ppm. No estudo de Jameel et al. (2019) foi observada mortalidade de 40% das L4 de *Spodoptera litura* desafiadas com uma concentração de 80 ppm, em 24h de leitura. Larvas do mesmo ínstar desafiadas com a mesma concentração de fipronil apresentaram uma redução de emergência de 67% do total desafiado. Apesar de não haver um aumento tão discrepante de ação de inibição de emergência, em relação à ação larvicida deste último estudo comparado com nosso trabalho, Jameel et al. (2019) constataram 26% de mal formação dos adultos emergidos. Existem ainda trabalhos que apontam redução do consumo de oxigênio por artrópodes expostos a doses subletais de fipronil (AL-YASSEIN, et al., 2022; FARDER-GOMES, 2022; NICODEMO et al., 2014) de modo que elas encontrem dificuldade para completar a metamorfose. Alguns estudos bioquímicos constatarem diferenças no perfil lipídico e proteico do grupo exposto a subdosagens de fipronil, como alterações na expressão de globinas, proteínas de citoesqueleto, proteínas motoras e proteínas de biossíntese (MONTEIRO et al., 2019; PINTO et al., 2024). Desta maneira, muitas larvas que sobrevivem à ação neurotóxica de fipronil podem não encontrar energia suficiente para deixarem as pupas e emergirem de forma saudável.

Muitos outros estudos, observaram anormalidades no comportamento e movimentação de larvas expostas a subdosagens de fipronil (FARDER-GOMES et al., 2024; JINGUJI et al., 2018; MEDINA et al., 2004; STRATMAN et al., 2013). A dificuldade de movimentação das larvas pode ser atribuída ao perfil neurotóxico de fipronil. Esta droga, como todos os fenilpirazois, age por meio do bloqueio dos receptores do ácido Gama-Aminobutírico (GABA), através da ligação aos receptores beta3, dos canais cloreto-dependentes. Esta ligação antagoniza o efeito do neurotransmissor GABA e provoca paralisia por hiperexcitação dos artrópodes (MAMBOUNGOU et al., 2024; ROSA et al., 2024; SINGH et al., 2021). Mesmo que esta paralisia não atinja um grau letal, as larvas de nosso estudo que se encontraram nestes padrões

difícilmente estariam aptas a se locomover, alimentar e mesmo permanecer na ferida. Larvas com estas características provavelmente apresentariam menos impactos danosos a seu hospedeiro.

Nos testes com clorpirifós, as CL₅₀ só foram alcançadas em todos os testes a partir de 72h e variaram entre 100,5 e 777,3 ppm, a depender da metodologia utilizada. Dad e Yosuf (2011), submeteram larvas no estágio L3 de *Musca domestica* e obtiveram uma CL₅₀ de 2.500 ppm em 48h de leitura. Overmyer; Mason e Ambrust (2005), fizeram um teste de ingestão com todos os estádios larvais do simulídeo *Simulium vittatum* e obtiveram CL₅₀ em torno de 2×10^{-4} ppm, em 48h de leitura. Ainda em trabalhos com testes de ingestão, Qie et al. (2022), obtiveram CL₅₀ de 0,04 ppm, em 24h de observação para o culicídeo *Aedes aegypti*. Apesar dos aparentes sinais de maior tolerância ao clorpirifós das larvas de *C. hominivorax* utilizadas no presente estudo em relação a espécies utilizadas em outros estudos, Rico (2022) relata ausência de genes de mutação W215S em 77,8% da população de *C. hominivorax* da UFRRJ, a mesma utilizada no presente trabalho. A mutação W251S leva a superexpressão da enzima carboxilesterase, que por sua vez facilita a degradação de organofosforados (DE CARVALHO et al., 2010; HEIDARI et al., 2004, YANG et al., 2023) e piretroides (DA SILVA, AZEREDO-SPIN, 2009; HEIDARI et al., 2005; ZHANG et al., 2010). No entanto, existem outras formas possíveis de desenvolvimento de resistência, como a substituição de aminoácidos do sítio ativo da acetilcolinesterase, já foi evidenciada em outros trabalhos com organofosforados em *C. hominivorax*, porém em menor casuística (DA SILVA, DE CARVALHO; AZEREDO-ESPIN, 2011). Futuros estudos devem avaliar a expressão de outras formas de resistência a clorpirifós nesta mesma população, por meio de diagnóstico molecular.

Devi et al. (2024) desafiaram com clorpirifós, larvas de uma cepa de *Spodoptera litura* com resistência a clorpirifós experimentalmente induzida. Os autores obtiveram CL₅₀ de 232,7 ppm em um período de 48h. No presente estudo, não houve 50% de mortalidade em nenhuma das concentrações avaliadas em nenhuma das metodologias no mesmo período de tempo. Caso a cepa utilizada no presente estudo não apresente outro mecanismo de ação, a não ser a superexpressão da enzima carboxilase, a comparação entre nosso estudo e o estudo de Devi et al. (2024), indica que, mesmo uma população totalmente resistente a clorpirifós de *S. litura* é muito mais susceptível que uma predominantemente selvagem de *C. hominivorax*. Portanto, podem existir diferenças biológicas que explicam maior tolerância de *C. hominivorax* a clorpirifós em relação a outras espécies. Outros estudos já relataram que insetos que apresentam maior espessura de cutícula e diferentes composições da mesma, são capazes de apresentar

maior resistência a ação de fármacos, quando postos em contato de forma tópica, como foi o caso das metodologias empregadas no presente estudo. Contudo, estes estudos fazem comparação sempre entre indivíduos e linhagens dentro de uma mesma espécie (JACOBS et al., 2023; LI et al., 2025; LUCCHESI et al., 2022; XU et al., 2022; WANG et al., 2025). A literatura carece de estudos que comparem a espessura e composição da cutícula de *C. hominivorax* com relação a outras espécies. Futuros estudos devem ser feitos para avaliar os possíveis mecanismos de defesa de cepas *C. hominivorax* não resistentes a clorpirifós e comparar a susceptibilidade destas com cepas de outras espécies que também são livres de resistência, para confirmar e entender os motivos da resistência natural de *C. hominivorax* em relação a maioria dos outros insetos que já foram submetidos a exposição dos mesmos fármacos utilizados no presente estudo.

Apesar de não haver estudos que calculem a CL₅₀ relativa à inibição de emergência de insetos expostos ao clorpirifós, existem relatos na literatura de outros trabalhos que observaram inibição de emergência por clorpirifós em doses subletais. Em testes de contato, Al Naggar, Giesy e Kholy (2019) constataram uma emergência de apenas 26% de L3 de *Culex pipiens* submetidas a testes de ingestão de clorpirifós na concentração de 3×10^{-5} ppm. Em nosso estudo, as inibições de emergência só foram visíveis a partir da concentração de 250 ppm, que variaram entre 2 e 91,7%, conforme a metodologia utilizada. Devi et al. (2024), em testes de ingestão, obtiveram emergência de 62% com L2 de uma cepa comprovadamente livre de resistência de *Spodoptera litura* expostas a uma concentração de 82,8 ppm de clorpirifós. O percentual de inibição de emergência mais próximo encontrado em nossos ensaios, foi de 47,1% nos testes com imersão por três minutos, porém em uma concentração três vezes maior, de 250 ppm. Souza et al. (2014) encontraram emergência de apenas 19% de pré-pupas de *Trichogramma pretiosum* submetidas a uma concentração de 96 ppm de clorpirifós. Em nosso estudo, inibição de emergência aproximada, de 76,3%, foi observada no teste de imersão por cinco minutos, porém em concentração mais que duas vezes maior, de 250 ppm. Novamente, é possível observar maior tolerância à ação de *C. hominivorax*, em relação a outras espécies, mesmo no que diz respeito à ruptura do ciclo.

No presente estudo, também houve quedas consideráveis de CL₅₀ necessária para ação larvicida de clorpirifós, em relação à CL₅₀ calculada para inibição de emergência. Maior ação na inibição de emergência em relação a atividade larvicida também foi observado em outros estudos com clorpirifós. No trabalho de Devi et al. (2024), dentro de uma população de laboratório de *S. litura*, a mesma concentração que matou 50% das larvas de terceiro estágio,

inibiu a emergência de 69% do total de larvas desafiadas. No mesmo trabalho, a concentração necessária para matar 50% das larvas de outra população de *S. litura*, esta considerada resistente a clorpirifós, obteve uma redução de emergência de 71,5% do total de larvas desafiadas. Agra e Soares (2009), obtiveram uma mortalidade de 33,3% de L1 de *Chironomus riparius* submetidos a testes de ingestão de clorpirifós. Os autores também avaliaram a emergência de adultos para a mesma concentração e obtiveram uma inibição de 70% do número de indivíduos desafiados. A concentração calculada para matar 50% de L4 de *Coccinella septempunctata* serviu para inibir a emergência de mais de 60% do total desafiado. Chen et al. (2024) chamam atenção para a capacidade de concentrações subletais de clorpirifós de reduzir a produção da enzima $\text{Ca}^{+2}\text{-Mg}^{+2}$ ATPase de artrópodes. Esta enzima, dentre outras funções, é importante na síntese proteica para formação de tecidos celulares (PERIZ, FORTTINI, 1999). Em insetos, estudos mais recentes, ressaltam ainda o papel trivial da enzima $\text{Ca}^{+2}\text{-Mg}^{+2}$ ATPase na produção de quitina e metamorfose de todas as fases (TANG et al., 2022; ZHU et al., 2022). Possivelmente, também houve quedas na produção desta enzima nas larvas desafiadas com clorpirifós em nosso estudo, o que justificaria a não emergência de muitas larvas que, mesmo tratadas, conseguiram resistir aos efeitos neurotóxicos causados pelo clorpirifós e atingir a fase de pupa.

No presente estudo, as CL_{50} necessárias para avaliar a ação larvicida somente foram calculadas no terceiro dia após a exposição, devido a baixas mortalidades nas primeiras 48h pós teste. Aumentos de mortalidade de artrópodes expostos a clorpirifós em relação ao tempo também foram constatados em outros estudos (KALITA, HALOI, DEVI, 2016; PLATA-RUEDA et al. 2020; SALCHI, JALAIZAND, MODARESI, 2016). Estudos evidenciam ação citotóxica e genotóxica de subdosagens de clorpirifós, que interferem na capacidade de mitose celular e induzem apoptose (ADEDARA et al., 2015 KALITA, HALOI, DEVI, 2016). Estas disfunções celulares não matam o artrópode subitamente como a atividade neurotóxica, mas limitam os processos de regeneração e sobrevivência ao longo do tempo, o que explica o crescimento de mortalidade em relação ao tempo de avaliação. Rico (2022), utilizando a mesma metodologia de impregnação utilizada no presente estudo, conclui que o melhor período de avaliação de mortalidade de L3 para testes com clorpirifós é o de 72h. O autor também observou o aumento da eficácia de clorpirifós ao longo do tempo de exposição às larvas de *C. hominivorax*, bem como alterações de locomoção ainda nas primeiras 24h. A comparação entre os resultados obtidos em nosso trabalho e no trabalho de Rico (2022), indica que a metodologia de papel filtro é simples e replicável para outros trabalhos.

Anormalidades na movimentação, também são relatadas em outros estudos que avaliam o efeito subletal de clorpirifós (ADEDARA et al., 2015; CHEN et al., 2024; SHARMA, MONHATY, 2025). Tais anormalidades podem estar relacionadas ao mecanismo de ação neurotóxico dos organofosforados em geral, que inibem a produção de acetilcolinesterase. Esta inibição causa excesso de acetilcolina no espaço inter sináptico e consequente paralisia espástica, devido a hiper estimulação dos receptores colinérgicos (ARONIADOU-ANDERJASKA et al., 2023; RAHMAN et al., 2021; TSAI, LEIN, 2021). Vale ressaltar que as larvas de *C. hominivorax* com este padrão de movimentação dificilmente conseguirão se alimentar normalmente e causarão menores prejuízos em feridas de animais infestados.

Não há muitos estudos que avaliam atividade larvicide *in vitro* de doramectina para dípteros. Em um teste de impregnação de meio com doramectina, Aljasim et al., (2024), encontraram CL₅₀ de 0,2 ppm, após 12h de observação para L3 do oestridaeo *Cephalopina titillator*. No presente estudo, as CL₅₀ calculadas no menor tempo de avaliação (24h), variaram entre 994,9 ppm e 268,4 ppm, conforme a metodologia testada. Apesar do presente estudo avaliar a ação de doramectina em um tempo de observação maior (24h), a CL₅₀ calculada é mais de 1000 vezes maior que a encontrada no estudo de Aljasim et al. (2024). Esta comparação indica maior tolerância de larvas de *C. hominivorax* à doramectina em relação a algumas espécies de dípteros. Contudo, a hipótese de maior espessura de cutícula não se enquadra bem para os testes com doramectina, uma vez que em todas as metodologias foi observado mortalidade imediata logo nas primeiras 24h de observação. Doramectina foi o único ativo testado que não apresentou aumento de atividade associado ao aumento de tempo de observação neste trabalho. Estes resultados vão de encontro com o observado por outros autores que estudaram o processo de resistência por espessamento e composição de cutícula. Estes autores notaram que a absorção e efeito de fármacos em indivíduos com maior cutícula é mais gradual que em indivíduos de cutícula mais fina e de composição mais vulnerável à penetração de fármacos (LILLY et al., 2016; MENG et al., 2023).

Da mesma forma, Khater, Ramadan e Mageid (2013), ao emergirem L3 do Cuterebrideo *Dermatobia hominis*, por um minuto na concentração de 300 ppm de doramectina, obtiveram mortalidade de 80% em 24h e 100% em 48h. Em nosso trabalho, a concentração de 500 ppm, mesmo maior que a avaliada por Khater, Ramadan e Mageid (2013), não apresentou mortalidade maior que 76,7%, nas mesmas 48h de avaliação em qualquer uma das metodologias. Possivelmente, a maior tolerância a doramectina encontrada por Khater, Ramadan e Mageid (2013) em L3 de *D. hominis* se justifica por uma maior espessura da cutícula deste parasito em

relação à larvas do mesmo ínstar de *C. hominivorax*. Portanto, os resultados obtidos com doramectina, somados aos obtidos com os outros fármacos reforçam a suspeita de que existe uma maior produção de enzimas desintoxicantes em *C. hominivorax*. Esta hipótese é sustentada pelo fato de larvas observadas completamente paralisadas na leitura de 24h voltarem a apresentar movimentação nos períodos de tempo seguintes, o que mostra uma recuperação das funções motoras e biológicas das mesmas, provavelmente em resultado de um processo eficaz de desintoxicação, como já citado anteriormente nesta discussão.

Curiosamente, apesar da mortalidade das larvas de *C. hominivorax* expostas a doramectina não apresentar aumento relevante após a leitura de 24h, doramectina foi o fármaco que apresentou maior inibição de emergência de adultos provenientes das larvas sobreviventes aos testes larvicidas. Nos resultados relacionados à inibição de emergência, as CL_{50} calculadas para este fármaco reduziram em mais de 90%, quando comparadas com as CL_{50} calculadas para a última avaliação de ação larvicida (72h). Doan et al. (2013) observaram que carrapatos da espécie *Haemaphysalis longicornis* apresentaram dificuldade em realizar a ecdise de ninfa para adulto, quando expostos a subdosagens de doramectina. O processo de emergência das moscas, também compreende uma ecdise, em que moscas adultas necessitam de alta capacidade de contração muscular para conseguirem emergir de suas pupas (KAMMER, KINNAMON, 1977; WHITE, EWER, 2014). Embora não existam estudos que avaliem detalhadamente a ação miotóxica de subdosagens de doramectina em artrópodes, a ação de outra droga da mesma classe, a ivermectina, é bem documentada na literatura: Verdú et al. (2015), apontam perda de força isométrica de besouros da espécie *Scarabaeus cicatricosus* expostos a subdosagens de ivermectina. Montasser e Amin (2010) evidenciam lesões nos miofilamentos, corpos densos e sistema sarcotubular das células musculares do carrapato *Argas persicus*, quando exposto a ivermectina. Possivelmente, doramectina possui o mesmo efeito negativo duradouro na musculatura de *C. hominivorax*, que interfere no processo de ecdise de adultos e justifica a queda tão drástica da CL_{50} necessária para a inibição de emergência, em relação a CL_{50} necessária para mortalidade das larvas.

Neste estudo, as larvas expostas a doramectina apresentaram paralisia flácida, sem qualquer sinal de movimentação ou tônus muscular, o que tornou muito difícil diferenciar larvas mortas de moribundas na avaliação de 24h. Esta resposta foi diferente da observada nos testes com qualquer outro dos três ativos, mas é típica de larvas submetidas à ação das lactonas macrocíclicas (CAMPBELL, 2012; CERNA-CHÁVEZ, 2024; LUMARET et al., 2012). Esta base farmacológica, que engloba a doramectina age por meio da ligação aos canais de cloreto

glutamato-dependentes, que aumentam a permeabilidade das células aos íons de cloro. Existe também um mecanismo secundário, que se baseia na ativação dos receptores de ácido gamma-aminobutírico (GABA). Estes mecanismos de ação resultam na hiperpolarização de membrana celular e paralisia da neuromusculatura do parasito. (JUNCO et al., 2021; MWACALIMBA et al., 2024; PRICHARD, 2021). É importante ressaltar que as larvas de *C. hominivorax* que se apresentaram paralisadas no primeiro dia de observação, não conseguiriam se alimentar e por isso já reduziriam os efeitos do parasitismo por *C. hominivorax*. No entanto, esta conclusão só pode ser definitiva após resultados obtidos em teste *in vivo*.

A mortalidade obtida neste estudo para larvas de *C. hominivorax* expostas a fluralaner, é menor que a encontrada em outros estudos, com outras espécies de insetos. Dagg, Estep e Burgess (2025), encontraram uma CL_{50} de 0,22 ppm, para larvas entre estágio L3 e L4 do culicídeo *Aedes aegypti* após uma exposição por 48h, em testes de contato. A CL_{50} obtida no presente estudo, com a mesma metodologia e o mesmo tempo de avaliação variou em uma faixa bem mais alta, entre 792,6 e 3632 ppm. Em teste de contato contra L4 do também culicídeo *Culex pipiens pallens*, Huang et al. (2022) obtiveram mortalidade de 100% das larvas num prazo de 72h, mesmo quando expostas a uma concentração de apenas 0,025 ppm de fluralaner. No presente estudo, a menor concentração necessária para se alcançar 100% de mortalidade no mesmo período de avaliação foi de 5.000 ppm, na metodologia de imersão por três minutos. Fora da ordem Diptera, Zhong et al. (2023), avaliaram o efeito de fluralaner em larvas de terceiro ínstar do lepidóptero *Mythimna separata*. Após imersão por apenas dez segundos na concentração de 800 ppm, os autores obtiveram uma mortalidade de 90%, em uma avaliação 72h após o ensaio. No presente estudo, também em 72h de avaliação, no menor tempo de imersão avaliado, de um minuto, a mortalidade só foi alcançar a taxa de 90% na concentração de 5.000 ppm. Gassel et al. (2014), também encontraram maior tolerância de L1 do também califórideo *L. sericata* expostas a fluralaner por ingestão em relação à adultos de *C. felis* e *S. calcitrans*, L1 de *A. aegypt* e N3 de *O. moubata*, todos também expostos a fluralaner por testes de ingestão. Os resultados observados no presente trabalho com fluralaner, juntamente com os encontrados nos testes com os outros fármacos avaliados, quando comparados com os dados disponíveis na literatura, reforçam a teoria de maior resistência de *C. hominivorax* à antiparasitários devido maior produção de enzimas desintoxicantes. No entanto, futuros estudos com ensaios bioquímicos de análise enzimática, devem ser feitos a fim de quantificar a produção de enzimas desintoxicantes em larvas de *C. hominivorax* com relação à outras espécies de artrópodes.

Novamente, nos resultados com fluralaner obtidos no presente estudo, foi possível observar aumento da mortalidade das larvas com relação ao aumento do tempo pós-exposição. Tais aumentos também já foram observados em experimentos que expuseram outras espécies de artrópodes a fluralaner (JIANG et al., 2017; LAWSON, MCDERMOTT, 2023, LIU et al., 2018). Liu et al. (2018) comprovam aumento da produção de enzimas P450, seguida de queda abrupta a partir de 48h de avaliação, e justificam o aumento da mortalidade em relação ao tempo pela queda de produção da enzima P450. Os mesmos autores, observaram importante atividade de inibição de emergência do fluralaner. No mesmo trabalho, larvas de terceiro estágio de *Spodoptera litura* expostas a uma concentração necessária para matar 15% das L3 em 24h, apresentaram 40% inibição de emergência ao final de seu ciclo. Incrementos na inibição de emergência, em relação a mortalidade das larvas, também foram observados no presente estudo, até em maiores proporções. Há trabalhos que evidenciam que fluralaner também é capaz de reduzir a produção de hormônios ligados ao desenvolvimento de artrópodes, como hormônios juvenis, Hormônio 20-Hidroxiecdisona e da enzima quitina-sintase (JIA et al., 2020; LIU et al., 2018) e com isso, prejudicar a emergência de adultos em doses subletais. Este mecanismo de ação pode justificar o crescimento da inibição de emergência em relação à ação larvicida observados em nosso trabalho.

O padrão de contração irregular, bem como a perda da capacidade de locomoção observado nas larvas de *C. hominivorax* que resistiram à exposição a fipronil também já foi constatado em outros estudos com isoxazolinás (JIANG et al., 2017; TORTORIELLO et al., 2024; WENGER et al., 2021). As isoxazolinás, que compreendem a base farmacológica da qual fluralaner está inserido, assim como os fenilpirazóis, agem por meio do bloqueio dos receptores GABA e canais glutamato de Cloro e causa paralisia por hiperexcitação do parasito (KONO et al., 2022; OZOE, ASAH, 2025; ZHOU et al., 2025). Novamente, é importante ressaltar que estes distúrbios de comportamento das larvas podem reduzir a deterioração das feridas causada pelas mesmas, mas esta confirmação necessita de resultados de testes *in vivo*.

Quando ranqueada a eficácia larvicida de cada fármaco, para esta população de *C. hominivorax* de acordo com as CL₅₀ calculadas na observação de 72h, constata-se maior potência de fipronil, em todas as metodologias avaliadas. Na metodologia de impregnação em papel filtro, os fármacos que se mostraram mais potentes foram fipronil e clorpirifós, dentro de um mesmo intervalo de confiança, seguidos de fluralaner e doramectina, respectivamente. Na metodologia de imersão os clorpirifós, doramectina e fluralaner alternaram suas colocações no ranking de potência de acordo com o período de imersão a que foram submetidos: No período de

imersão por um minuto, a ordem crescente de CL₅₀ foi fipronil, doramectina, clorpirifós e fluralaner. No período de três minutos de imersão as menores CL₅₀ foram obtidas respectivamente por fipronil, seguida de doramectina e clorpirifós, dentro do mesmo intervalo de confiança, e por último fluralaner. Por fim, no período de cinco minutos de imersão, as menores CL₅₀ foram obtidas respectivamente por fipronil, clorpirifós, doramectina e fluralaner.

As baixas CL₅₀ encontradas para fipronil no presente estudo, indicam ausência de resistência da população de *C. hominivorax* avaliada, para com esta molécula. Maior resistência de clorpirifós em relação ao fipronil é esperada devido ao período de tempo que estas moléculas estão no mercado: Clorpirifós foi lançado em 1965 (ATSDR, 1997) enquanto fipronil foi lançado em 1993 (GOUDIE et al., 1993). Desta maneira, as populações de *C. hominivorax* já sofreram maior pressão de seleção ao clorpirifós que ao fipronil. Fipronil apresentou maior atividade larvicida que doramectina em todas as metodologias avaliadas. Curiosamente, doramectina foi lançada no mesmo ano que fipronil, também em 1993 (GOUDIE et al., 1993; MEHLHORN, JONES, WHALTERLEY, 1993). No entanto, vale ressaltar que doramectina, diferente de fipronil, clorpirifós e fluralaner, possui ação endectocida (GOUDIE et al., 1993; REW et al., 1996). Portanto, a aplicação de doramectina é mais frequente do que as demais drogas que foram testadas no presente estudo e, com isso, também fica mais exposta ao desenvolvimento de resistência antiparasitária. Caso o motivo de menor atividade de clorpirifós e doramectina realmente seja resistência antiparasitária, é possível que, ao longo das gerações de *C. hominivorax*, haja redução entre a discrepância do efeito destes ativos e o fipronil devido ao desenvolvimento de mecanismos de resistência parasitária pelas larvas de *C. hominivorax* aos demais ativos. Apesar de casos de resistência ao fipronil não terem sido reportados contra *C. hominivorax* até o presente momento, muitas outras espécies de artrópodes já apresentam resistência a fipronil (SIRIPORN, et al., 2023; SUBHAGAN, et al., 2025; WAZIR, SHAD, 2022). Por isso, inovações científicas devem estar em constante movimento para criar novas moléculas eficazes para o controle parasitário.

Não foi esperado fluralaner apresentar potência menor que os outros antiparasitários, uma vez que esta é a molécula mais recentemente lançada dentre as quatro testadas (WILLIAMS et al., 2014). Não existem outros estudos na literatura que comparam a ação inseticida entre fipronil, fluralaner, clorpirifós e doramectina, avaliados entre si, embora outros estudos já tenham comparado a ação entre alguns deles: Liu et al (2018), em testes de aplicação tópica com larvas de terceiro instar do lepidóptero *Spodoptera litura*, compararam os fármacos

fipronil, fluralaner e clorpirifós. Estes autores encontraram maior potência de fluralaner, seguida de fipronil e por último, de clorpirifós. Dash et al. (2025), testaram fluralaner, fipronil e doramectina contra fêmeas adultas do culicídeo *Culex quinquefasciatus*, em testes de ingestão. Estes autores observaram potência similar entre fluralaner e fipronil e menor potência de doramectina em relação aos dois últimos. Tanto o estudo de Liu et al (2018), quanto o estudo de Dash et al. (2025) apresentam resultados muito diferentes dos nossos no que diz respeito à ação do fluralaner, que apresentou menor efeito que os demais fármacos na metodologia de imersão larval e menor efeito que fipronil e clorpirifós na metodologia de impregnação em papel filtro.

No entanto, outros estudos também encontraram maior atividade *in vitro* de fipronil em relação ao fluralaner, como foi observado em nosso estudo (JIANG et al., 2017; LIU et al., 2018; SHENG et al., 2017; ZHANG et al., 2024a). Jiang et al. (2017) justificam a menor atividade inseticida de fluralaner em relação ao fipronil, pelo fato da molécula de fluralaner ser maior que a molécula de fipronil, e com isso ter mais dificuldade de transpassar a cutícula do inseto. Esta teoria pode justificar também a maior atividade de clorpirifós em relação a fluralaner em todas as metodologias avaliadas, uma vez que a massa molecular de clorpirifós (362,6g/mol) também é menor que a do fluralaner (556,2 g/mol). Contudo, em outras espécies de dípteros, já foi comprovado que larvas, conforme progridem seu desenvolvimento, aumentam o comprimento da cadeia de hidrocarbonetos, diminuem o número de ramificações das mesmas e aumentam a predominância de alcanos, isto é, de cadeias de hidrocarbonetos saturadas, presentes em sua epicutícula (SHARMA et al., 2021 XU et al., 2014; ZHANG et al., 2022). Estas características contribuem para a diminuição de permeabilidade de cutícula a xenobióticos (STAIGER et al., 2019; FUNKE et al., 1997; WANG, LI, ZANG, 2019). Caso este processo seja realmente a justificativa da queda de ação de fluralaner, esta molécula pode apresentar melhores resultados, quando utilizada diretamente no controle da miíase no animal, visto que, normalmente, larvas de *C. hominivorax* são tratadas ainda nos primeiros estádios de desenvolvimento, para evitar maiores complicações aos hospedeiros. Nestes estádios, as larvas teriam uma conformação de hidrocarbonetos da epicutícula mais favorável à penetração de moléculas de maior tamanho.

Obviamente, o tamanho da molécula não é a única justificativa para a eficácia do fármaco, visto que fipronil, a molécula que apresentou menor CL₅₀, não é aquela que tem menor peso molecular. É muito provável que a molécula de fipronil encontre maior afinidade a seus sítios de ligação em *C. hominivorax* do que as demais moléculas testadas. Outros estudos já

relatarem diferenças na intensidade de ligação entre moléculas antiparasitárias aos seus receptores, de acordo com a espécie de artrópode avaliada (BERTAUD et al., 2022; GAO et al., 2023; KADALA et al., 2019). Menard et al. (2018) identificam, inclusive, diferenças na conformação de aminoácidos de receptores de ligação da molécula de fipronil (Rdl) entre espécies de insetos. Guo et al. (2023), evidenciam como a diferença da composição de aminoácidos destes receptores é importante para garantir maior tolerância de certas espécies à drogas inibidoras de GABA.

No presente estudo a metodologia que causou maior efeito de mortalidade de L3 de *C. hominivorax* variou conforme o ativo: Para clorpirifós e fluralaner, a metodologia de impregnação em papel filtro apresentou maior ação larvicida, enquanto para fipronil e doramectina, as metodologias de imersão apresentaram melhor resultado. Fipronil também apresentou menor CL₅₀ quando submetido a metodologias de imersão por cinco minutos em larvas de *Rhipicephalus microplus* com relação a impregnação (CASTRO-JANER et al. 2009; 2011). No entanto, amitraz já obteve maior eficácia contra a mesma espécie em papel impregnado que em imersão por cinco minutos, no estudo de Santos et al. (2013). Zaheer et al. (2001), ao testarem extratos etanólicos e nanopartículas de Óxido de Zinco e capim-limão, não constatarem diferenças significativas entre impregnação em papel filtro e imersão por três minutos de larvas e adultos de carrapatos do gênero *Hyalomma*. Os resultados encontrados no presente estudo, juntamente com os de outros estudos já publicados, indicam que não há uma metodologia mais eficaz para todos os ativos, mas sim que cada ativo tem uma forma de exposição mais adequada para explorar seu efeito máximo. No entanto, a compreensão de qual metodologia é mais adequada para qual fármaco ainda não é clara, uma vez que nos resultados deste estudo, moléculas com propriedades físico-químicas completamente distintas, como peso molecular, coeficiente de partição e pressão de vapor, apresentaram melhor eficácia na mesma metodologia.

A CL₅₀ para atividade larvicida no período de observação de 24h foi maior que a encontrada no tempo de 72h de leitura para todos os fármacos, exceto doramectina, em, pelo menos, uma das metodologias. Estes resultados evidenciam que para testes *in vitro* com L3 de *C. hominivorax* é recomendado o tempo mínimo de avaliação de 72h. Contudo, observações em tempos menores são importantes para a observação de sinais de intoxicação das larvas, como dificuldades de locomoção e paralisia flácida e espástica, como foi observado no presente estudo, desde as primeiras 24h de leitura. Estes sinais são importantes para a percepção da

viabilidade das larvas pelo observador. Larvas pouco viáveis podem diminuir a intensidade de degradação da ferida no animal.

Com relação a inibição de emergência, todos os fármacos obtiveram maior efeito inibitório na mesma metodologia em que se foi obtido maior efeito larvicida, exceto nos testes com doramectina. A razão do maior efeito inibitório na emergência de *C. hominivorax* na metodologia de impregnação em papel filtro, em relação ao encontrado na metodologia de imersão, pode ser justificada pela exposição da doramectina por contato residual provocado na impregnação, favorecer mais a atividade miotóxica desta molécula, anteriormente discutida neste trabalho, enquanto o contato agudo provocado na imersão favorecer a atividade neurotóxica, principal mecanismo de ação da doramectina. Esta hipótese é justificada pela localização anatômica massa ganglionar cerebral das larvas de califorídeos, que está totalmente inserida na cavidade cefálica (SCHOOFS, SPIESS, 2007; SPIESS, SCHOOFS, HEINZEL, 2008; SCHOOFS et al., 2010). Por estar inserida na parte interna da larva, a cavidade cefálica pode ser alcançada mais facilmente em uma exposição de alta intensidade, como é o caso da metodologia de imersão. Por outro lado, os músculos do sistema esquelético de insetos estão localizados logo abaixo da cutícula (FEENEY et al., 1998; HANSLIK et al., 2010; REYES-MALDONADO, RAMÍREZ, MARIE, 2025), portanto são um dos primeiros tecidos a serem atingidos, quando o fármaco consegue transpassar a cutícula dos insetos. Desta maneira, uma exposição mais crônica, como a gerada pelo teste de impregnação, pode favorecer melhor o acúmulo de moléculas em diferentes partes da cutícula, e com isso, a penetração em vários pontos do tecido muscular.

As CL₅₀ calculadas para os tempos de imersão de três e cinco minutos se mantiveram dentro do mesmo intervalo de confiança para todos os fármacos, o que indica que o tempo de imersão de três minutos é suficiente para ação máxima de clorpirifós, fipronil e fluralaner, enquanto o tempo de imersão de um minuto se mostrou suficiente para efeito máximo de doramectina. Para a padronização de testes de imersão com L3 de *C. hominivorax*, procurou-se encontrar o equilíbrio entre o melhor efeito a ser atingido, no menor tempo possível, uma vez que em condições práticas, aplicações demoradas de medicações dificilmente conseguem ser praticadas com perfeição quando levadas para o campo. Tempos mais baixos de imersão poderiam ser avaliados para padronizar uma metodologia mais rápida que a validada no presente estudo, uma vez que os tempos utilizados em testes de imersão larval feitos com artrópodes descritos na literatura, variam entre 1s e 30 min de acordo com o autor, o ativo avaliado, a espécie estudada e o estágio larval (EL-MAGHARABY et al., 2023; KLAFKE et

al., 2012; MENDES, OLIVEIRA, VIERA-BRESSAN, 2000). No entanto, autores que avaliaram tempos de imersão menores que um minuto em califorídeos, observaram queda de atividade dos ativos testados: Levot e Sales (2008) testaram ivermectina, uma lactona macrocíclica como a doramectina, e observaram que tempos de imersão de larvas de *Lucilia cuprina* menores que um minuto, diminuem a mortalidade. Já Mustika et al. (2016), testaram coumafós, um organofosforado como o clorpirifós, utilizado no presente estudo, e observaram maior número de adultos emergidos, quando larvas de *Chrysomya bezziana* foram imergidas no ativo em tempos menores de um minuto.

O menor período de imersão necessário para doramectina, pode ser atribuído, ao fato, desta molécula apresentar menor solubilidade em água dentre as quatro testadas (MERCK, 2025). Esta baixa solubilidade, faz com que a doramectina, evite se ligar em moléculas de água e procure rapidamente ligação com a superfície lipídica da cutícula dos parasitos. Desta maneira, é possível que, em tempos curtos de exposição, uma quantidade maior de moléculas consiga alcançar a epicutícula de *C. hominivorax* e mesmo que a larva seja seca na etapa seguinte do bioensaio, estas moléculas não são removidas e continuam o processo de penetração cuticular.

Neste trabalho, o estágio larval utilizado foi o de L3. O estágio L3 é o que apresenta menor importância veterinária, uma vez que ao atingirem este estágio, as larvas não se alimentam e estão prontas para deixar a ferida. Desta forma, pouco contribuem para a degradação de tecidos e danos à saúde do animal, com relação aos estádios L1 e L2 (AMARANTE, 2014; BARROS, BRICARELLO, 2020; FRESIA et al., 2021). Mesmo assim, optamos a trabalhar com L3 no presente estudo, por ser um estágio larval mais fácil de se manusear pelo tamanho, a resistência mecânica e a independência do meio larval para longos períodos de incubação. Outros trabalhos com *C. hominivorax* e outros califorídeos evidenciam maior resistência de L3 a compostos larvicidas em relação aos estádios mais imaturos (ASSIS, 2022; BRICARELLO et al., 2021; MUSTIKA et al., 2016). Desta maneira, testes *in vitro* com L3 tornam-se mais simples, rápidos e produzem concentrações letais que certamente também seriam efetivas contra estádios larvais L1 e L2 de califorídeos. No entanto, é importante ressaltar que estes testes não servem para determinar as concentrações letais definitivas de um determinado fármaco para o tratamento de miíases, mas sim para fazer uma triagem de moléculas que apresentam atividade larvicida contra *C. hominivorax* e que podem ser selecionadas para testes *in vivo*. Testes *in vitro* com L3 também se tornam mais simples e rápidos quando utilizados para comparar a susceptibilidade de uma população de *C.*

hominivorax a determinados fármacos, além de, em tese, apresentarem os mesmos resultados comparativos de resistência que testes com L1 e L2 também iriam mostrar.

É possível observar nos resultados deste trabalho, falta de progressão linear na mortalidade das larvas de *C. hominivorax* da primeira à última concentração testadas em todos os fármacos avaliados. Variações na tolerância de cada L3 às concentrações dos fármacos testados, podem ser atribuídas a resistência antiparasitária, que pode estar presente em certo número de indivíduos da mesma população utilizada para a realização dos bioensaios. No entanto, no caso de L3 de *C. hominivorax*, existe ainda um agravante na tolerância relacionado ao desenvolvimento da larva, até que ela se torne pupa. Diferentes estudos sobre metamorfose de insetos apontam que à medida em que o último estágio larval se aproxima da fase de pupa, há um processo contínuo e dinâmico de deposição de quitina na cutícula (FERKOVICH, OBERLANDER, LANDER, 1981; KAYA et al., 2016; NUFIKARI, BOER, 2021; SOETEMANS, UYTTEBROEK, BASTIAENS, 2020; TRIUNFO et al., 2022). Apesar destes processos não terem sido ainda documentados em *C. hominivorax*, é muito provável que estas mudanças na composição bioquímica da cutícula, aconteçam da mesma maneira que ocorre em outras espécies de dípteros. Este processo pode interferir na mortalidade do indivíduo, uma vez que estudos recentes apontam que polissacarídeos de quitina funcionam como barreira física e reduzem a penetração dos fármacos pelo corpo do parasito (JACOBS et al., 2023; WANG et al., 2025). Desta maneira, os indivíduos mais próximos da pupação se tornam mais resistentes e estão espalhados pelo número total de indivíduos utilizados no experimento. A não linearidade da mortalidade relacionada ao aumento de concentração de cada fármaco, quando ocorreu, pode estar relacionada à possibilidade de uma concentração mais alta abrigar maior número de indivíduos mais próximos da pupação. Esta variação, no entanto, é impossível de ser controlada, visto que larvas de *C. hominivorax*, mesmo provenientes da mesma postura e em condições controladas de laboratório, não se desenvolvem todas no mesmo momento (MASTRANGELO, BEZERRA, FERNANDES, 2014; MILWARD-DE-AZEVEDO et. al., 1992).

Atualmente, o teste de impregnação em papel filtro já é uma metodologia padronizada em testes *in vitro* com *C. hominivorax*. Em diferentes estudos esta metodologia já provou ser capaz de identificar susceptibilidade de *C. hominivorax* a diferentes ativos, bem como se mostra inofensiva para grupos controle e controle de veículo (BARROS et al., 2019, 2022; MEDEIROS et al., 2023, 2025, SEUGLING et al., 2019). Em tese, esta metodologia mantém uma exposição contínua do parasito ao ativo avaliado, por contato residual. Portanto, a metodologia de impregnação em papel filtro mimetiza a ação de produtos que serão aplicados

e conseguirão se manter por horas ou até dias em feridas com miíases por *C. hominivorax*, como é o caso de alguns sprays. No entanto, algumas formas de aplicação de medicamentos larvicidas como pomadas e pastas, não são capazes de se manter muito tempo no animal. Caso o local de ocorrência da miíase possibilite a lambedura, caso o animal infestado tenha a possibilidade de entrar em cursos d'água ou mesmo esteja exposto a chuva, produtos de aplicação tópica podem não estar em contato com a larvas causadoras de miíases durante 72h, como foi avaliado no teste *in vitro* realizado neste estudo. A partir deste conhecimento, nosso estudo padronizou outro tipo de metodologia para a avaliação de testes *in vitro* com larvas de *C. hominivorax*, o teste de imersão larval.

Testes de imersão de larvas já foram padronizados com outras espécies de califorídeos (AL-JAMEELI, 2021; COSSETIN et al., 2021; JEMIMAH, JAYAKUMAR, DIYA, 2023), mas nunca com *C. hominivorax*. Esta metodologia foi padronizada para mimetizar medicamentos que apresentam toxicidade para larvas de *C. hominivorax* quando colocados em contato de forma intensa, porém por breves períodos, como é o caso banhos de imersão, empregados no controle de outras espécies de parasitos das mais variadas espécies de animais domésticas. São elas cães (CARLOTTI, DIP, 2003; GHUBASH, 2006; MCTIER et al., 2000, NALUBAMBA et al., 2015), gatos (BEESLEY, 1986; CERUNDOLO, 2013; ELSHEIKA, 2017), equinos (PATERSON, COUMBE, 2009) ovinos (ALVAREZ, 2007; MORGAN, 2013; PARKER, BRIEN, BATES, 1999, TAYLOR, 2012, 2013), caprinos (FOURIE et al., 1995, MALIK, WANI, 2017, TAYLOR, 2002), suínos (ANADÓN et al., 2013, KAUFFMAN, 1996) e bovinos (ALEGRÍA-LOPEZ, 2015; CRAIG, 2003; GEORGE, POUND, DAVEY, 2004; JUNQUERA et al., 2019; TODOROV et al., 1974). Todas estas espécies são susceptíveis a infestações por *C. hominivorax* (BATISTA et al., 2021; CUTOLO et al., 2021; DE BARROS et al. 2024a; KUTOLO, 2001; SELLERA et al., 2014, SIQUEIRA et al. 2020), apesar de não haver nenhum tratamento recomendado de banho de imersão voltado para o controle de *C. hominivorax*.

É interessante o lançamento de produtos para serem aplicados em forma de banho de imersão também para o controle de miíases, para diversificar as formas de aplicação e dar mais alternativas ao proprietário de acordo com a realidade vivida por cada um. Contudo, no caso de infestações por *C. hominivorax*, os banhos devem ser direcionados para os locais da miíases, para a utilização da menor dose de medicamento possível e tornar o produto mais acessível ao consumidor. De acordo com os resultados do presente estudo, seria mais recomendado testes *in vivo* com banhos de imersão com fipronil e doramectina do que com clorpirifós e fluralaner,

uma vez que os primeiros apresentaram melhores resultados em testes *in vitro* na metodologia de imersão que os últimos. Da mesma forma, a recomendação para os primeiros testes *in vivo*, é que os banhos com fipronil tenham duração mínima de três minutos e os banhos com doramectina tenha duração mínima de um minuto, em congruência com os resultados obtidos em nosso teste *in vitro*.

Com relação à metodologia de impregnação em papel filtro, apesar de já ser empregada em outros trabalhos (MEDEIROS et al., 2023, 2025, SEUGLING et al., 2019; BRICARELLO et al., 2019), este é o primeiro trabalho que compara a ação de diferentes fármacos sintéticos contra larvas de *C. hominivorax*. Jongejan et al. (2024) também utilizaram testes de impregnação em papel filtro para comparar a susceptibilidade de diferentes populações de larvas *Rhipicephalus microplus* a alguns fármacos. Neste estudo, larvas provenientes de teleóginas coletadas em campo são submetidas à testes de impregnação em papel filtro, com o intuito de identificar populações resistentes a determinados de antiparasitários. A metodologia de impregnação em papel filtro utilizada no presente estudo também pode ser empregada com o intuito de avaliar susceptibilidade de larvas de *C. hominivorax* de populações diferentes, à produtos comerciais destinados ao controle de miíases. A padronização deste tipo de teste de campo para avaliação de resistência antiparasitária em *C. hominivorax* é muito importante para o futuro dos tratamentos terapêuticos de miíases na América Latina. Resistência antiparasitária já foi descrita em *C. hominivorax* contra piretroides (DA SILVA; DE AZEREDO-ESPIN, 2009; DE CARVALHO et al., 2010), organofosforados (DE CARVALHO et al., 2010; TANDONNET et al. 2020) e lactonas macrocíclicas (LOPES et al. 2013; MUCHIUT et al., 2025, WEDY et al. 2023). Se as larvas de *C. hominivorax* de uma determinada fazenda forem expostas a fármacos que são comprovadamente susceptíveis, a taxa de sucesso para o tratamento das miíases desta fazenda cresce substancialmente. A metodologia de impregnação em papel filtro é mais recomendada que a metodologia de imersão larval, por simular melhor a forma de aplicação dos produtos comerciais utilizados atualmente no controle de miíases, além de ser mais rápida e prática para ser executada em larga escala. A maior velocidade de conclusão do teste de impregnação em papel filtro se dá devido ao profissional que executar o teste realizar a impregnação quase simultânea de todas as réplicas. Por outro lado, para a realização da metodologia de imersão, é necessário respeitar o tempo de, no mínimo, um minuto de imersão das larvas de cada uma das réplicas do produto avaliado, o que torna o teste mais demorado e dificulta a realização de muitos testes por dia.

6 CONCLUSÃO

A partir dos resultados deste trabalho, é possível concluir que a metodologia de imersão na solução com o ativo é aplicável para testes *in vitro* com *C. hominivorax*. Todavia, esta metodologia não substitui a metodologia já utilizada de impregnação do ativo em papel filtro. A realização dos dois tipos de teste é importante para avaliar a afinidade de cada fármaco por cada forma de exposição. O tempo de imersão necessário também é variável de acordo com o ativo testado, mas a princípio, não precisa ser superior a três minutos para organofosforados, lactonas macrocíclicas, fenilpirazoles e isoxazonilas. Estes resultados abrem caminho para testes com novas formas de aplicação com as bases farmacológicas já utilizadas para controle de *C. hominivorax*, além de criar uma forma prática de avaliação de resistência em populações de campo de *C. hominivorax*.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDALLAH, S. I. Primary myiasis in water buffaloes-*Bubalus bubalis* L., 1758-from the State of São Paulo, Brazil, caused by *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858), Diptera Calliphoridae. **Revista de Farmácia e Bioquímica da Universidade de São Paulo**. v. 8, n. 1, p. 135–138, 1970.

ABDEL-BAKI, A.S. et al. Benzyl alcohol synergistic effect with deltamethrin against *Musca domestica* with molecular docking of potential modes of action. **Medical and Veterinary Entomology**, 2025. <https://doi.org/10.1111/mve.12807>.

ABDEL-MEGUID, A.D. Larvicidal and biochechemical effects of methanol leaf extract and biosynthesized silver nanoparticles using *Nerium oleander* L. (Apocynaceae) against *Lucilia sericata* M. (Diptera: Calliphoridae). **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 42, n. 3, p. 2579-2591, 2022. <https://doi.org/10.1007/s42690-022-00785-8>.

ABOU-TALEB, H.K.; BARRANIA, A.A.; ATTIA, M.A. Comparative effectiveness of fipronil and other insecticide treatments against cotton leafworm and role of two detoxification enzymes. **Alexandria Science Exchange Journal**, v. 36, p. 342–349, 2015. <http://doi.org/10.21608/asejaiqjsae.2015.2942>.

ADÁN, Á. et al. Lethal and sublethal toxicity of fipronil and imidacloprid on *Psytalia concolor* (Hymenoptera: Braconidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 104, p. 1541–1549, 2011. <http://doi.org/10.1603/ec10452>.

ADEDARA, I.A. et al. Influence of diphenyl diselenide on chlorpyrifos-induced toxicity in *Drosophila melanogaster*. v. 32, p.52-59. **Journal of Trace Elements in Medicine and Biology**. 2015. <https://doi.org/10.1016/j.jtemb.2015.05.003>.

AGRA, A.R.; SOARES, A.M.V.M. Effects of two insecticides on survival, growth and emergence of *Chironomus riparius* Meigen. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 82, n. 4, p. 501–504, 2009. DOI: 10.1007/s00128-009-9658-z.

AHMED, M.M. et al. Larvicidal activity of *Eucalyptus globulus* (Myrtaceae) and *Origanum majorana* (Lamiaceae) Essential oils against the Sand fly *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae). **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, E. Medical Entomology & Parasitology**, v. 10, n. 2, p. 31-38, 2018. <https://doi.org/10.21608/eajbse.2018.24312>

AHMED, F. et al. Perception and management of *Oestrus ovis* human myiasis by physicians: Exploratory survey in an endemic area (Italy). **PLoS One**, v. 20, n. 5, 2025. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0322904>.

AHRENS, E. H. et al. Prevention of screwworm infestation in cattle by controlling Gulf Coast ticks with slow release insecticide devices. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, n. 5, p. 581-585, 1977. <https://doi.org/10.1093/jee/70.5.581>.

AKHOUNDI, M. et al. Morphological and Molecular Characterizations of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) Larvae Responsible for Wound Myiasis in French Guiana. **Diagnostics**, v. 13, n. 15, 2023. <https://doi.org/10.3390/diagnostics13152575>.

AKPESSE, A.A.M. et al. Laboratory evaluation of chlorpyrifos-ethyl and fipronil against *Ancistrotermes cavithorax* (Isoptera: Termitidae) in South Côte d'Ivoire. **International Journal of Agriculture Innovations and Research**, v. 3, p. 519–522, 2014. <http://doi.org/10.17605/OSF.IO/EXAMPLE>.

AL-BADRAN, A. et al. Lethal and sub-lethal effects of the insecticide fipronil on juvenile brown shrimp *Farfantepenaeus aztecus*. *Scientific reports*, v. 8, n. 1, 2018. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-29104-3>.

ALCÂNTARA, J.A. et al. Effect of fluralaner on the biology, survival, and reproductive fitness of the neotropical malaria vector *Anopheles aquasalis*. **Malaria Journal**, v. 22, n. 1, p. 337, 2023. <https://doi.org/10.1186/s12936-023-04767-0>

AL-JABER, G.T.; HATEM, A.N. Larvicidal and Adulticidal potential of the green alga *Enteromorpha compressa* extracts against *Musca domestica* and *Calliphora vicina* (Diptera: Muscidae, Calliphoridae). **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 41, n. 2, p. 1147-1154, 2021.

ALHURAYSI, A.; ELSHEIKH, M.Y.; EL-GHIET, U.M.A. The insecticidal activity of *Artemisia absinthium* leaves extracts against blowfly, *Chrysomya albiceps* (Calliphoridae). **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, F. Toxicology & Pest Control**. v. 13, n. 1, p. 115-127, 2021. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00299-1>.

ALI, E. A.; EL-MAHDY, S.M. Performance of some soil minerals and potassium silicate on peach fruit fly, *Bactrocera zonata* (Saunders) (Diptera: Tephritidae) under laboratory conditions. **Journal of Plant Protection and Pathology**, v. 15, n. 10, p. 311-319, 2024. <https://doi.org/10.21608/jppp.2024.315188.1258>.

ALI, A.; NAYAR, J.K.; GU, W.A. Toxicity of a phenyl pyrazole insecticide, fipronil, to mosquito and chironomid midge larvae in the laboratory. **Journal of the American Mosquito Control Association**, v. 14, n. 2, p. 216-218, 1998.

ALIZA, A. R. L. et al. Tissue polyunsaturated fatty acids and a digestive phospholipase A2 in the primary screwworm, *Cochliomyia hominivorax*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 29, n. 11, p. 1029–1038, 1999. [https://doi.org/10.1016/S0965-1748\(99\)00080-6](https://doi.org/10.1016/S0965-1748(99)00080-6).

AL-JAMEELI, M.M. Larvicidal activity of selected plant extracts against the screwworm fly *Chrysomya albiceps*. **Biosciences Biotechnology Research Asia**, v. 18, n. 3, p. 487-495, 2021. <http://dx.doi.org/10.13005/bbra/2934>.

ALJASIM, Y. et al. Comparative Larvicidal Potency of Ivermectin, Doramectin, Moxidectin, and Eprinomectin Against Dromedary Camel Nasal Bots (*Cephalopina titillator*). **Journal of Camel Practice and Research**. v. 31, n. 3, p. 285-289, 2024. <http://10.5958/2277-8934.2024.00054.5>.

ALLEN, K. et al. Evaluation of oral fluralaner (Bravecto®) for efficacy against nymphs of

Amblyomma americanum and *Rhipicephalus sanguineus* (sensu lato). **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 1, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04179-y>.

ALLIERI, M.L. et al. First Record of *Philornis* Parasitism of the Snail Kite (*Rostrhamus sociabilis*). **Journal of Raptor Research**, v. 59, n. 1, 2025. <https://doi.org/10.3356/jrr2423>.

AMEZIAN, D.; NAUEN, R.; LE GOFF, G. Transcriptional regulation of xenobiotic detoxification genes in insects – an overview. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 174, p. 104822, 2021. <http://doi.org/10.1016/j.pestbp.2021.104822>.

AL-NAGAR, N. M. A. et al. Comparative toxicity, growth inhibitory and biochemical effects of terpenes and phenylpropenes on *Spodoptera littoralis* (Boisd.). **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 23, n. 1, p. 67–75, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2019.09.005>.

AL NAGGAR, Y.; GIESY, J. P.; EL KHOLY, S. Sublethal effects of chronic exposure to chlorpyrifos or imidacloprid insecticides or their binary mixtures on *Culex pipiens* mosquitoes. **Physiological Entomology**, v. 44, n. 2, p. 123–132, 2019. <https://doi.org/10.1111/phen.12278>.

ALPANA, M. Cutaneous Myiasis in a Neglected Case of *Pemphigus Vulgaris*: A Case Report. **International Journal of Dermatology and Venereology**. v. 6, n. 1, p 49-51, 2023. <https://doi.org/10.1097/JD9.0000000000000218>

ALSAFRAN, M. et al. Neonicotinoid insecticides in the environment: A critical review of their distribution, transport, fate, and toxic effects. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, v. 10, n. 5, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2022.108485>.

ALMEIDA, M.A.O. et al. Ocorrência de ectoparasitos em avestruzes (*Struthio camelus*) criados no semi-árido Baiano. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 3, p. 155-157, 2008. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612008000300007>.

ALTUNA, M. et al. New World screwworm (*Cochliomyia hominivorax*) myiasis in feral swine of Uruguay: One Health and transboundary disease implications. **Parasites Vectors**. v. 14, n. 26, 2021. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04499-z>.

AL-YASSEIN, R.N. Toxicity of fipronil and atrazine on *Metapenaeus affinis* (Milne-Edwards, 1837) and their effects on oxygen consumption. *International Journal of Aquatic Biology*, v. 10, p. 218–223, 2022. Disponível em: <http://doi.org/10.22034/ijab.v10i3.1589>.

AMARANTE, A.F.T. Miíases. In. **Os parasitas de ovinos**. RAGOZO, A.M.; SILVA, B.F. Editora UNESP, São Paulo. p. 206-251, 2014.

AMENDT, J.; BUGELLI, V.; BERNHARDT, V. Time flies—age grading of adult flies for the estimation of the post-mortem interval. **Diagnostics (Basel)**. v. 11, n. 2, p. 152, 2021. <https://doi.org/10.3390/diagnostics11020152>

ANZIANI, O.S.; LOREFICCE, C. Prevention of Cutaneous Myiasis Caused by Screw Worm Larvae (*Cochliomyia hominivorax*) Using Ivermectin. **Journal of Veterinary Medicine, Series B**. v. 40, p.287-290, 1993. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1993.tb00140.x>

ANZIANI, O. S. et al. Persistent activity of doramectin and ivermectin in the prevention of cutaneous myiasis in cattle experimentally infested with *Cochliomyia hominivorax*. **Veterinary Parasitology**, v. 87, n. 2–3, p. 243–247, 2000. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(99\)00167-3](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(99)00167-3).

ARAB, H. R. A. et al. Fumigant and Contact Toxicity of Some Essential Components Against Three Stored Product Insects. **Fresenius Environmental Bulletin**, v. 31, n. 10, p. 10136–10143, 2022.

ARONIADOU-ANDERJASKA, V., et al. Mechanisms of Organophosphate Toxicity and the Role of Acetylcholinesterase Inhibition. **Toxics**. v.11, n.10, p. 866.

ASSIS, J.D. **Atividade do Novaluron sobre Larvas de Cochliomyia hominivorax (Diptera, Calliphoridae)**. 60 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2022. <https://rima.ufrjr.br/jspui/handle/20.500.14407/18243>

AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY (ATSDR). **Toxicological Profile for Chlorpyrifos**. Division of Toxicology/Toxicology Information Branch. Atlanta – Georgia, EUA. 1997. PMID: 37676989.

ATTIA, M. M.; OMAR, H.M. Gastric equine myiasis: prevalence, pathogenesis, molecular and serological implications. **Journal of Parasitic Diseases**, 2025. <https://doi.org/10.1007/s12639-025-01782-7>.

AUSTIN, C. M.; NAIDOO, V. The efficacy of fluazuron in the management of blowfly strike

in sheep. **Experimental Parasitology**, v. 236–237, <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2022.10825>, 2022.

BAGNÈRES, A.-G. et al. Contact versus feeding intoxication by fipronil in *Reticulitermes termites* (Isoptera: Rhinotermitidae): laboratory evaluation of toxicity, uptake, clearance, and transfer among individuals. **Journal of Economic Entomology**, v. 102, n. 1, p. 347-356, 2009. <https://doi.org/10.1603/029.102.0145>.

BAMBARADENYIA, Y.T.B.; MAGNI, P.A.; DADOUR, I.R. Traumatic sheep myiasis: A review of the current understanding. **Veterinary Parasitology**. v. 314, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2022.109853>.

BANUMATHI, B. et al. Green larvicides against blowflies, *Lucilia sericata* (Diptera, Calliphoridae): Screening of seven plants used in Indian ethno-veterinary medicine and production of green-coated zinc oxide nanoparticles. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 101, p. 214-218, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2017.02.003>.

BARBI, J.S.F. et al. Ophthalmomyiasis with *Cochliomyia hominivorax* – two case reports. **Journal of Clinical Ophthalmology**. v. 4, n. 2, p. 229–233, 2020.

BARROS, G. P., et al. Efeito *in vitro* do medicamento Sulphur sobre larvas de *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**. v. 16, n. 2, p. 65-66, 2018.

BATISTA, A. I. V. et al . Mííase em felino doméstico (*Felis catus* Linnaeus 1758) causada por *Cochliomyia hominivorax* Coquerel, 1858 (Diptera: Calliphoridae). **Brazilian Journal of Case Reports**. n. 1, v. 2, p. 15–20, 2021. <https://doi.org/10.52600/2763-583X.bjcr.2021.1.2.15-20>.

BAUTISTA-GARFIAS, C.R.; AGUILAR-MARCELINO, L.; NOGUEDA-TORRES, B. Myiasis infections in animals and men. **One Health Triad, Unique Scientific Publishers**, v. 3, p 20-27, 1993. <https://doi.org/10.47278/book.oht/2023.72>.

BECERRA, E. G. F.; CORTES, J.A., VILLAMIL, L.C. Ecología y epidemiología del Gusano Barrenador del Ganado, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858). **Revista de Medicina Veterinaria**, v. 1, n. 14, p. 37–49, 2007.

BELLISAI, G. et al. Review of the existing maximum residue levels for novaluron according

to Article 12 of Regulation (EC) No 396/2005. **EFSA Journal**, v. 20, n. 1, p. 1–58, 2022. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2022.7041>.

BERALDO, J.; DURÁN, V. Evaluación costo beneficio ex ante del programa de erradicación de la mosca de la bichera en Uruguay. **Estudios de Economía Agraria y Ambiental**, v. 21, n.3, 27p, 2021.

BERGAMO, L.W. et al.. Genetic Differentiation of a New World Screwworm Fly Population from Uruguay Detected by SNPs, Mitochondrial DNA and Microsatellites in Two Consecutive Years. **Insects** 2020, v. 11, n. 8, p. 539, 2020. <https://doi.org/10.3390/insects11080539>

BERKEBILE, D. R. et al. Laboratory environment effects on the reproduction and mortality of adult screwworm (Diptera: Calliphoridae). **Neotropical Entomology**, v. 35, n. 6, p. 781–786, 2006. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2006000600010>.

BERTAUD, A. et al. Xenopus Oocytes: A Tool to Decipher Molecular Specificity of Insecticides towards Mammalian and Insect GABA—A Receptors. **Membranes**, v. 12, n. 5, 2022. <https://doi.org/10.3390/membranes12050440>.

BORISZ, E.; HUSVÉTH, B. Retrospective Study on the Occurrence of Warble Fly Infestation (*Hypodermosis*) of the Red Deer and Roe Deer Herds in NorthNorth-West Hungary (Szigetkoz, District of Ravazd and Tarjan). **International Journal of Zoology and Animal Biology**, v. 4, n. 2, 2021. <https://doi.org/10.23880/izab-16000290>.

BOWMAN, D.D. **Parasitologia Veterinária**. Elsevier Editora Ltda. Tradução da 9ª Edição, 2010. 432p.

BRICARELLO, P.A. et al. Ovicidal, larvicidal and oviposition repelling action of a nanoemulsion of citronella essential oil (*Cymbopogon winterianus*) on *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Asia-Pacific Entomology**. n. 24, p. 724–730, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2021.06.006>.

BRITO, L.G. et al. **Manual de identificação, importância e manutenção de colônias estoque de dípteros de interesse veterinário em laboratório**. Embrapa Rondônia, Porto Velho. 25 p. 2008.

BRITO, V.D. et al. An alternative to reduce the use of the synthetic insecticide against the maize

weevil *Sitophilus zeamais* through the synergistic action of *Pimenta racemosa* and *Citrus sinensis* essential oils with chlorpyrifos. **Journal of Pest Science**, v. 94, n. 2, p. 409-421, 2021.

BRUNDRETT, H.M.; GRAHAM, O.H. Bayer 21/199 as a Deterrent to Screw-worm Attack in Sheep. **Journal of Economic Entomology**, 1958, v. 51, n. 3, p. 407-408, 1958. <https://doi.org/10.1007/s10340-020-01264-0>.

BUITRAGO, J. A. Á. et al. Evaluation of the interaction of citral, geraniol and thymol on the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (DE GEER, 1778) under *in vitro* conditions. **Revista de Ciencias Agroveterinarias**, v. 22, n. 2, p. 303–311, 2023. <https://doi.org/10.5965/223811712222023303>.

CALDERON-LOZANO, L. et al. Diagnosis of Cutaneous Myiasis. **Actas Dermosifiliográficas**, v. 116, n. 1, p. T103-T105, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.ad.2024.10.040>.

CÁCERES-DEL CARPIO, F.A.; IANNAcone, J. Environmental risk assessment by fipronil and imidacloprid insecticides in river shrimp (*Cryphiops caementarius*). La Granja. *Revista de Ciencias de la Vida*, v. 33, n. 1, p. 104–114, 2021. <http://doi.org/10.17163/lgr.n33.2021.09>

CALLANDER, J. T.; JAMES, P. J. Insecticidal and repellent effects of tea tree (*Melaleuca alternifolia*) oil against *Lucilia cuprina*. **Veterinary Parasitology**, v. 184, n. 2-4, p. 271-278, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.08.017>

CALVOPINA, M. et al. Human myiasis in Ecuador. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 14, n. 2. 2020. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007858>.

CAMPBELL, C. W. History of avermectin and ivermectin, with notes on the history of other macrocyclic lactone antiparasitic agents. **Current pharmaceutical biotechnology**, v. 13, n. 6, p. 853-865, 2012. <https://doi.org/10.2174/138920112800399095>

CANSI, E. R. et al. Myiasis by screw worm *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel)(Diptera: Calliphoridae) in a wild maned wolf *Chrysocyon brachyurus* (Mammalia: Canidae), in Brasília, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 40, p. 150-151, 2011. <https://doi.org/10.1590/s1519-566x2011000100025>.

CASTELLS, D. et al. Persistent efficacy of Doramectin against *Cochliomyia hominivorax* in sheep. **Producción Ovina**, v. 12, p. 9-17, 1999. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90228-f](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90228-f).

CASTRO -JANER, E., et al. *In vitro* tests to establish LC₅₀ and discriminating concentrations for fipronil against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) and their standardization. **Veterinary Parasitology**. v. 162, n. 1-2, p. 120-128. 2009. [https://doi: 10.1016/j.vprsr.2022.100816](https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2022.100816).

CASTRO-JANER, E. et al. Determination of the susceptibility of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) to ivermectin and fipronil by Larval Immersion Test (LIT) in Uruguay. **Veterinary Parasitology**. v. 178, n. 1-2, p.148-155. 2011. [https://doi: 10.1016/j.vetpar.2010.12.035](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.12.035).

CASTRO, J.S.M.; MOUTINHO, F.F.B. Relatos de intoxicação humana e animal com produtos químicos de uso veterinário em Niterói, RJ. v. 9, n. 1. 2021. <https://doi.org/10.22239/2317-269x.01457>.

CERNA-CHÁVEZ, E. et al. Potential of *Streptomyces avermitilis*: A Review on Avermectin production and its biocidal effect. **Metabolites**, v. 14, n. 7, 2024. <https://doi.org/10.3390/metabo14070374>.

CHAABAN, A. et al. Chemical composition of *Piper gaudichaudianum* essential oil and its bioactivity against *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Essential oil Research**, v. 30, n. 3, p. 159-166, 2018. <https://doi.org/10.1080/10412905.2017.1423406>.

CHAN, W.P.; DICKINSON, M.H. Position-specific central projections of mechanosensory neurons on the haltere of the blow fly, *Calliphora vicina*. **Journal of Comparative Neurology**, v. 369, n. 3, p. 405-418, 1996. [https:// doi: 10.1002/\(SICI\)1096-9861\(19960603\)369:3<405::AID-CNE6>3.0.CO;2-9](https://doi.org/10.1002/(SICI)1096-9861(19960603)369:3<405::AID-CNE6>3.0.CO;2-9).

CHANDLER, G.T. et al. Fipronil effects on estuarine copepod (*Amphiascus tenuiremis*) development, fertility, and reproduction: A rapid life-cycle assay in 96-well microplate format. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 23, n. 1, p. 117-124, 2004. [https:// doi: 10.1897/03-124](https://doi.org/10.1897/03-124).

CHARABIDZE, D. et al. Repellent effect of some household products on fly attraction to cadavers. **Forensic science international**, v. 189, n. 1-3, p. 28-33, 2009. [https://doi: 10.1016/j.forsciint.2009.04.009](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2009.04.009).

CHEN, Y. et al. Residues of chlorpyrifos in the environment induce resistance in *Aedes*

albopictus by affecting its olfactory system and neurotoxicity. **The Science of the Total Environment**. v. 930, p. 172425. [https://doi: 10.1016/j.scitotenv.2024.172425](https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.172425).

CHEMICALBOOK. **Doramectina** Disponível em: https://www.chemicalbook.com/ChemicalProductProperty_EN_CB4167857.htm. Acesso em: 1 dez. 2025.

COPPEDGE, J. R. et al. Field Performance of a New Formulation of the Screwworm Adult Suppression System¹². **Journal of Economic Entomology**, v. 73, n. 3, p. 411–414, 1980. <https://doi.org/10.1093/jee/73.3.411>.

COQUEREL, C. Note sur des larves appartenant à une espèce nouvelle de Diptère (*Lucilia hominivorax*). **Annales de la Société Entomologique de France**, v. 27, p. 171–176, 1858.

CORK, A. Identification of electrophysiologically-active compounds for New World screwworm, *Cochliomyia hominivorax*, in larval wound fluid. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 8, n. 2, p. 151–159, 1994. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1994.tb00155.x>.

CORONADO, A.; KOWASLKI, A. Current status of the New World screwworm *Cochliomyia hominivorax* in Venezuela. **Medical and Veterinary Entomology**. v. 23 v. 1, p. 106–110, 2009. [https://doi: 10.1111/j.1365-2915.2008.00794.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2008.00794.x).

CORREIA, T.R. et al. Larvicidal efficacy of nitenpyram on the treatment of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in dogs. **Veterinary Parasitology**, v.173, n.1-2, p. 169-172, 2010. [https://doi: 10.1016/j.vetpar.2010.06.019](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.06.019).

COSSETIN, L.F. et al. *In vitro* safety and efficacy of lavender essential oil (Lamiales: Lamiaceae) as an insecticide against houseflies (Diptera: Muscidae) and blowflies (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Economic Entomology**, v. 111, n. 4, p. 1974-1982, 2018. [https://doi: 10.1093/jee/toy145](https://doi.org/10.1093/jee/toy145).

COSSETIN, L. F. et al. Comparing the efficacy of nutmeg essential oil and a chemical pesticide against *Musca domestica* and *Chrysomya albiceps* for selecting a new insecticide agent against synanthropic vectors. **Experimental Parasitology**, v. 225, 2021. [http://doi: 10.1016/j.exppara.2021.108104](http://doi.org/10.1016/j.exppara.2021.108104)

COSTA, A.J. et al. First report of the efficacy of a furalaner-based pour-on product (Exzolt®

5%) against ectoparasites infesting cattle in Brazil. **Parasites & Vectors**. v. 16, 2023. <http://doi:10.1186/s13071-023-05934-7>.

COSTA-JÚNIOR, L.M. et al. A review on the occurrence of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v. 28, n. 4, p.548-562, 2019. <http://doi: 10.1590/S1984-29612019059>.

CRUZ-GONZÁLEZ, G. et al. El gusano barrenador del ganado *Cochliomyia hominivorax*: factores que impulsan un reingreso a México. **Bioagrociencias**, v. 18, n. 1, p. 54-62, 2025. <http://doi:10.56369/BAC.6162>

CRYSTAL, M. M. Longevity of screw-worm flies, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel) (Diptera: Calliphoridae): effect of sex and grouping. **Journal of medical entomology**, v. 4, n. 4, p. 479–482, 1967. <https://doi.org/10.1093/jmedent/4.4.479>.

CUMMING, J.M. et al. Adult morphology and terminology. **Manual of central american Diptera**, v. 1, p. 9-50, 2009.

CUNHA, W.S. et al. Effects of the insecticide chlorpyrifos on mortality, survival, behavior, prey consumption, and digestibility of the predatory stinkbug, *Podisus fuscescens*. **Chemosphere**, v. 392, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2025.144751>

CUSHING, E. C.; PATTON, W. S. The New World screw-worm fly. **Journal of Economic Entomology**, v. 26, n. 3, p. 324–331, 1933.

CUTLER, G. C.; SCOTT-DUPREE, C. D. Novaluron: prospects and limitations in insect pest management. **Pest Technology**, v. 1, n. 1, p. 38–46, 2007.

CUTOLO, A.A. et al. Efficacy of afoxolaner (NexGard®) on the treatment of myiasis caused by the New World screwworm fly *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in naturally infested dogs. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**. v. 24. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100569>.

DA SILVA, N. M.; DE AZEREDO-ESPIN, A. M. L. Investigation of mutations associated with pyrethroid resistance in populations of the New World Screwworm fly, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Genetics and Molecular Research**, v. 8, n. 3, p. 1067–1078, 2009. <http://doi: 10.4238/vol8-3gmr643>.

DA SILVA, N.M.; DE CARVALHO, R.A.; DE AZEREDO-ESPIN, A.M.L. Acetylcholinesterase cDNA sequencing and identification of mutations associated with organophosphate resistance in *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Veterinary Parasitology**, v. 177, n. 1-2, p. 190-195, 2011. <http://doi: 10.1016/j.vetpar.2010.11.017>.

DA SILVA, J.S. et al. Oviposition Deterrence and Larvicidal Activity of Propyl Ether Dillapiole and Piperidyl Dillapiole Against *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Diptera: Culicidae). **Toxics**, v. 13, n. 4, 2025. <https://doi.org/10.3390/toxics13040283>.

DAD, I.; YOUSUF, M.J. Determination of LC50 of chlorpyrifos and neem extract on third instar larvae of house flies and their effect on fecundity. **Journal of Basic and Applied Sciences** v. 7, n. 2, 169-174, 2011.

DADOUR, I. R.; COOK, D.F.; H.,D. Reproduction and survival of the dung beetle *Onthophagus binodis* (Coleoptera: Scarabaeidae) exposed to abamectin and doramectin residues in cattle dung. **Environmental Entomology**, v. 29, n. 6, p. 1116-1122, 2000.

DAGG, K.A.; ESTEP, A.S.; BURGESS, E.R. Evaluating the mosquitocidal potential of the isoxazoline sarolaner against the yellow fever mosquito, *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). **Medical and Veterinary Entomology**, 2025. <https://doi.org/10.1111/mve.12827>.

DANTAS, J.O. et al. Formicidal Potential of Thymol Derivatives: Adverse Effects on the Survival and Behavior of *Acromyrmex balzani*. **Agriculture**, v. 13, n. 7, 2023. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-39898-6>.

DASH, S. et al. Laboratory evaluation of drugs/systemic insecticides as endectocides through membrane feeding method: a unique approach for the control of mosquito vectors. **Pest Management Science**, 2025. <https://doi.org/10.1002/ps.8727>.

DE AQUINO, L. M. et al. Number of rainy days in a week influencing screwworm navel myiasis in beef calves and efficacies of injectable and topical antiparasitics. **Research in Veterinary Science**, v. 152, p. 698–706, 2022.

DE ANDRADE-COELHO, C.A. et al. Effects of Azadirachtin on the biology of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) adult female, the main vector of American visceral leishmaniasis. **Journal of Medical Entomology**, v. 51, n. 4, p. 891-895, 2014.

DE BARROS, G. P.; SEUGLING, J.; BRICARELLO, P. A. Effect of Homeopathic Medicines and a Nosode on Larvae of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Homeopathy**, v. 108, n. 3, p. 177–182, 2019.

DE BARROS, G.P.; BRICARELLO, P.A. Myiasis by *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858): A Neglected Zoonosis in Brazil. **Open Journal of Veterinary Medicine** v. 10, n. 6, p. 80-91, 2020. <https://doi.org/10.4236/ojvm.2020.106007>

DE BARROS, G.P. et al. Effect of Ointments of Sulphur or Pyrogenium on Larvae of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Homeopathy**. v. 111, n. 4, p. 271-277, 2022.

DE BARROS, G.P.; LEME, D.P.; BRICARELLO, P.A. Homeopathic Pyrogenium Ointment as Adjuvant in Treatment of Traumatic and Infected Myiasis by *Cochliomyia Hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in Sheep: A Case Series. **Homeopathy** 2024; v. 113, n. 4, p. 262-273, 2024.

DE BARROS. G.P. et al. Homeopathic Sulphur Ointment as Adjuvant in the Treatment of Sheep with Myiasis by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae): A Case Series. **Homeopathy** 2024; v. 113, n. 03, p.190-204, 2024a.

DE BARROS, G.P. et al. Does tail docking prevent *Cochliomyia hominivorax* myiasis in sheep? A six-year retrospective cohort study. **Animal Welfare**, v. 33, n. 26, 2024b. <https://doi.org/10.1017/awf.2024.21>

DE CARVALHO, R.A.; TORRES, T.T.; DE AZEREDO-ESPIN, A.M.L. A survey of mutations in the *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) esterase E3 gene associated with organophosphate resistance and the molecular identification of mutant alleles. **Veterinary Parasitology**, v. 140, n. 3-4, p. 344-351, 2006.

DE CARVALHO, R.A. et al. Changes in the frequency of the G137D and W251S mutations in the carboxylesterase E3 gene of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) populations from Uruguay. **Veterinary Parasitology**, v. 170, n.3-4, p. 297-301, 2010.

DE MELO, D.P. et al. Assessment of the endectocide efficacy of a pour-on topical solution containing fluazuron, fipronil and eprinomectin in cattle. **Veterinary Research Communications**. v. 49, n. 138, 2025. . <https://doi.org/10.1007/s11259-025-10710-2>.

DE OLIVEIRA, G.F. et al. Evaluation of pyriproxyfen in cattle by oral treatment: An alternative to control *Haematobia irritans*. **Veterinary Parasitology**, v. 299, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109565>

DE SOUZA, M.T. et al. Enhancing the performance of *Piper* spp. essential oils by developing chitosan-sodium alginate polyelectrolyte complex against *Drosophila suzukii* with selectivity for non-target parasitoids. **Journal of Pest Science**, 2025. <https://doi.org/10.1007/s10340-025-01922-1>

DE SOUZA, C.P.; VEROCAI, G.G.; RAMADINHA, R.H.R. Myiasis caused by the New World screwworm fly *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in cats from Brazil: report of five cases. **Journal of feline medicine and surgery**, v. 12, n. 2, p. 166-168, 2010.

DECOMBEL, L.; SMAGGHE, G.; TIRRY, L. Action of major insecticide groups on insect cell lines of the beet armyworm, *Spodoptera exigua*, compared with larvicidal toxicity. **In Vitro Cellular & Developmental Biology - Animal**. v. 40, n. 1-2, p. 43-51, 2004.

DELMONTE, C. et al. Evaluation of the acaricidal activity of thymol incorporated in two formulations for topical use against immature stages of *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 116, n. 11, p. 2957–2964, 2017.

DENNER, R. A Study of an Insect Cuticle: The Larval Cuticle of *Sarcophaga falcifurcata* Pand. (Diptera). **Royal Society of London. Series B, Biological Sciences**. v. 133, n. 872, 1946.

DEVI, M., et al. Fitness costs associated with laboratory induced resistance to chlorpyrifos in *Spodoptera litura*. **Scientific Reports**. v. 14, 2024. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-81739-7>

DINESH, D.S. et al. Insecticidal effect of plant extracts on *Phlebotomus argentipes* (Diptera: Psychodidae) in Bihar, India. **Indian Journal of Medical Research**, v. 142, n. 1, p. 95-100, 2015.

DO VALE, T.L. et al. Efficacy of lotilaner against myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in naturally infested dogs. **Parasites & Vectors**, v. 16, n. 86, 2023. <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05661-z>

DOAN, H.T.T. et al. The efficacy of avermectins (ivermectin, doramectin and abamectin) as

treatments for infestation with the tick *Haemaphysalis longicornis* on rabbits in Korea. **Veterinary Parasitology**, v. 198, n. 3-4, p. 406-409, 2013.

DOS SANTOS, A.R. et al. Evaluation of essential oils and diluents against *Chrysomya megacephala*, an important mechanical vector. **Journal of natural pesticide research**, v. 3, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.napere.2023.100024>.

DRUMMOND, R.O. Sprays and Dips of Shell Compound 4072 to Control *Boophilus* Ticks and Larvae of the Screw-Worm on Cattle. **Journal of Economic Entomology**. v. 59, n. 2, p. 395-400, 1966.

DUARTE, E.R. et al. Ocorrência e tratamento de miíases cutâneas em ovinos criados em condições semiáridas no norte de Minas Gerais. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, p. 490-494, 2012. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2012000600004>.

DUARTE, M.L.; NASCIMENTO, T.A.; QUEIROZ, M.M.C. Intrapuparial development of *Sarcophaga* (Liopygia) *ruficornis* (Diptera: Sarcophagidae), a species of medical-veterinary and forensic importance, under laboratory conditions. **Medical and Veterinary Entomology**. 2024. <https://doi.org/10.1111/mve.12718>

DULDULAO, J.M. et al. A scalp to make you squirm: Cutaneous myiasis hiding a unique presentation of disseminated coccidioidomycosis. **IDCases**, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.idcr.2025.e02417>.

EBIHARA, K.; NIWA, R. Compounds Inhibiting Noppera-bo, a Glutathione S-transferase Involved in Insect Ecdysteroid Biosynthesis: Novel Insect Growth Regulators. **Biomolecules**, v. 13, n. 3, 2023.

EL-AZAB, E. F. et al. New insights into geraniol's antihemolytic, anti-inflammatory, antioxidant, and anticoagulant potentials using a combined biological and in silico screening strategy. **Inflammopharmacology**, v. 30, n. 5, p. 1811–1833, 2022a.

EL-AZAB, E.F.; MOSTAFA, H.S. Geraniol ameliorates the progression of high fat-diet/streptozotocin-induced type 2 diabetes mellitus in rats via regulation of caspase-3, Bcl-2, and Bax expression. **Journal of Food Biochemistry**, v. 46, n. 7, 2022b. <https://doi.org/10.1111/jfbc.14142>.

EL-AZAZY, O.M.E. Wound myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* in Libya. **Veterinary Record**. v. 124, n. 4, 1989. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(90\)90175-e](https://doi.org/10.1016/0035-9203(90)90175-e)

EL-GAWAD, A. et al. Toxicity of Some Essential Oils against Myiasis-Producing Fly, *Megaselia scalaris*, and their Impacts on Proteins and Detoxification Enzymes. **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences**. A, Entomology, v. 11, n. 4, p. 1-18, 2018. <https://10.21608/eajbsa.2018.17728>

EL-MAGHRABY, S.M.M. et al. Larvicidal activity and biochemical effect of some essential oils and indoxacarb against peach fruit fly, *Bactrocera zonata* (Diptera: Tephritidae). **Journal of King Saud University-Science**, v. 35, n. 10, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2023.102953>.

EL-SITINY, M.F.A. et al. Susceptibility of *Culex pipiens* L. in Sharkia Governorate , Egypt to Chitin Synthesis Inhibitors and their. **Biochemical Characterizations Benha Journal of Applied Sciences (BJAS)**. v. 8, n. 5, p. 115–125, 2023. <https://doi.org/10.21608/BJAS.2023.320686>.

ELLISON, J.R.; HAMPTON, E.N. Age determination using the apodeme structure in adult screwworm flies (*Cochliomyia hominivorax*). **Journal of insect physiology**, v. 28, n. 9, p. 731-736, 1982. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(82\)90132-9](https://doi.org/10.1016/0022-1910(82)90132-9).

ELWAER, O. R.; ELOWNI, E. E. Studies on the screwworm fly *Cochliomyia hominivorax* in Libya: effect of temperature on pupation and eclosion. **Parasitology**. n. 77, p. 48–49, 1991. <https://doi.org/10.1007/BF00934384>.

ERLER, F. et al. Control of mushroom sciarid fly *Lycoriella ingenua* populations with insect growth regulators applied by soil drench. **Journal of Economic Entomology**, v. 104, n. 3, p. 839–844, 2011. <https://doi.org/10.1603/ec10292>.

ESPINOSA, H. et al. Myiasis in a Neglected Elderly: Urgent Action Needed in South America. **International Medical Case Reports Journal**, v. 15, p. 719–724, 2022.

ETCHEVERS, L. et al. Review on ecological interactions of the *Cochliomyia hominivorax* fly and assessment of the possible impacts of its eradication in Uruguay. **Agrociencia Uruguay**. v. 26, n. 2, 2022. <https://doi.org/10.31285/agro.26.1056>.

FAHMA, N.N. et al. Myiasis Diagnosis and Treatment in Goat. **Journal of Applied Veterinary Science And Technology**, v. 1, n. 2, p. 29, 2020. <https://doi.org/10.2147/IMCRJ.S386843>.

FAO (2022). **Manual for monitoring insecticide resistance in mosquito vectors and selecting appropriate interventions**. 55 p. ISBN 978-92-4-005108-9.

FARDER-GOMES, C.F. et al. Fipronil exposure compromises respiration and damages the Malpighian tubules of the stingless bee *Partamona helleri* Friese (Hymenoptera: Apidae). **Environmental Science and Pollution Research International**, v. 29, p. 88101–88108, 2022. <http://doi.org/10.1007/s11356-022-21858-8>

FEENEY, C.J. et al. Motor nerve terminals on abdominal muscles in larval flesh flies, *Sarcophaga bullata*: comparisons with *Drosophila*. **Journal of Comparative Neurology**, v. 402, n. 2, p. 197-209, 1998. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1096-9861\(19981214\)402:2<197::AID-CNE5>3.0.CO;2-Q](https://doi.org/10.1002/(SICI)1096-9861(19981214)402:2<197::AID-CNE5>3.0.CO;2-Q).

FENG, D.X.; LIU G.C. A study on morphology of immature stages of *Diplonevra peregrina* (Wiedemann) (Diptera: Phoridae). **Microscopy Research and Technique**. v. 75, n. 10, 2012. <https://doi: 10.1002/jemt.22085>.

FERKOVICH, S. M.; OBERLANDER, H.; LEACH, C. E. Chitin synthesis in larval and pupal epidermis of the Indian meal moth, *Plodia interpunctella* (Hübner), and the greater wax moth, *Galleria mellonella* (L.) **Journal of Insect Physiology**, v. 27, n. 8, p. 509-514, 1981. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(81\)90037-8](https://doi.org/10.1016/0022-1910(81)90037-8).

FERNANDES, C.P.M. et al. Repellent Action of *Carapa guianensis* and *Caesalpinia ferrea* for flies species of Calliphoridae family. **Ciência Rural**, v. 46, n. 5, p. 867-870, 2016. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20150727>.

FERNANDES, F.F. et al. Ultrastructural analysis of mouthparts of adult horn fly (Diptera: Muscidae) from the brazilian midwest region. **Journal of Medical Entomology**, v. 57, n. 5, p. 1447-1458, 2020. <https://doi.org. 10.1093/jme/tjaa085>.

FERNADES, F.F.; PIMENTA, P.F.P.; LINARDI, P.M. Antennal Sensilla of the New World Screwworm Fly, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Medical Entomology**. v. 41, n. 4, p. 545–551, 2004. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-41.4.545>.

FIGUEIREDO, M.A.P et al. Ectoparasitos de animais silvestres no Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 30, p. 988-990, 2010. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2010001100013>.

FINE, J. D.; CORBY-HARRIS, V. Beyond brood: the potential impacts of insect growth disruptors on the long-term health and performance of honey bee colonies. **Apidologie**, v. 52, n. 3, p. 580–595, 2021. <https://doi.org/10.1007/s13592-021-00845-x>.

FLETCHER, L. Abdominal and Genitalic Homologies in the Screw-Worm, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae), Established by a Genetic Marker. **Annals of the Entomological Society of America**. v. 63, n. 2, 490–495, 1970. <https://doi.org/10.1093/aesa/63.2.490>.

FONSECA, Z.A.A.S.; FERREIRA, C.G.T.; AHID, S.M.M. Ectoparasitas de ruminantes na região semiárida do Rio Grande do Norte, Brasil. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.3, n.4, p.141-145, 2009.

FOERSTER N. et al. First report of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* in free-ranging giant otter (*Pteronura brasiliensis*). **Revista Brasileira de Parasitologia Vetereinára**. v. 31, n. 4, 2022. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612022058>.

FRANCESCONI, F.; LUPI, O. Myiasis. Clinical Microbiology Reviews. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 25, n. 1, p. 79–105, 2012. <https://doi.org/10.1128/cmr.00010-11>.

FRESIA, P. et al. Genetic structure and demographic history of new world screwworm across its current geographic range. **Journal of medical entomology**. v. 48, n. 2, p. 280-90, 2011. <https://doi.org/doi: 10.1603/me10153>.

FRESIA, P. et al. Historical perspective and new avenues to control the myiasis-causing fly *Cochliomyia hominivorax* in Uruguay. **Agrociencia Uruguay**. v. 25, n. 2, 2021. <https://doi: 10.31285/AGRO.25.974>; ISSN 2730-5066.

FRITZ, M.L.; WALKER, E.D.; MILLER, J.R. Lethal and sublethal effects of avermectin/milbemycin parasiticides on the African malaria vector, *Anopheles arabiensis*. **Journal of Medical Entomology**, v. 49, n. 2, p. 326-331, 2012. <https://doi: 10.1603/me11098>.

FUNKE, H.H. et al. Separations of Cyclic, Branched, and Linear Hydrocarbon Mixtures

through Silicalite Membranes. **Industrial & Engineering Chemistry Research**. v. 36, n. 1, 1997. <https://doi.org/10.1021/ie960472f>.

GAD, M. A. et al. Biologically active organic compounds as insect growth regulators (IGRs): Introduction, mode of action, and some synthetic methods. **Current Chemistry Letters**, v. 10, n. 4, p. 393–412, 2021. <https://doi.org/10.5267/j.ccl.2021.005.004>

GALLINA, T. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* on taurine cattle with fluralaner in a subtropical region. **Parasites & Vectors**. v. 17, n. 101, 2024. <https://doi.org/10.1186/s13071-024-06200-0>.

GAERTER, K. et al Identification and expression of the ecdysone receptor in the harpacticoid copepod, *Amphiascus tenuiremis*, in response to fipronil. **Ecotoxicology and Environmental Safety**. v. 76, n. 2, p. 39-45, 2012. <https://doi: 10.1016/j.ecoenv.2011.09.008>

GALLO, N.C. et al. Toxicity of fipronil and 2, 4-D pesticides in *Daphnia similis*: a multiple endpoint approach. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 30, n. 23, p. 63479-63490, 2023. <https://doi: 10.1007/s11356-023-26847-z>.

GANESAN, P. et al. Efficacy of essential oil from *Maranta arundinacea* L. against immature stages of dengue, filariasis, and malaria vectors and four mosquito predators. **Experimental Parasitology**, 2025.<https://doi.org/10.1016/j.exppara.2025.108964>.

GAO, H. et al. Sublethal effects of fipronil exposure on antioxidant enzyme activities and cellular responses in *Apis mellifera*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 209, p. 111746, 2021. <http://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.111746>

GAO, M. et al. Study on spontaneous reactivation and aging of acetylcholinesterase inhibited by paraoxon and malaoxon in ten species. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 24, n. 18, 2023. <https://doi.org/10.3390/ijms241814213>.

GARLET, C.G. et al. Field-evolved resistance to chlorpyrifos by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae): Inheritance mode, cross-resistance patterns, and synergism. **Pest Management Science**, v. 77, n. 12, p. 5367-5374, 2021. <https://doi: 10.1002/ps.6576>.

GASSEL, M. et al. The novel isoxazoline ectoparasiticide fluralaner: selective inhibition of arthropod γ -aminobutyric acid-and L-glutamate-gated chloride channels and

insecticidal/acaricidal activity. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 45, p. 111-124, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2013.11.009>.

GEALH, W.C. et al. Treatment of oral myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax*: two cases treated with ivermectin. **British Journal of Oral and Maxillofacial Surgery**. v. 47, n.1, p. 23-26, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.bjoms.2008.04.009>.

GEORGE, J.E.; DAVEY, R.B. Therapeutic and persistent efficacy of a single application of doramectin applied either as a pour-on or injection to cattle infested with *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae). **Journal of medical entomology**, v. 41, n. 3, p. 402-407, 2004. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-41.3.402>.

GERMING, K. et al. Chronic toxicity testing including transcriptomics-based molecular profiling in *Cloeon dipterum*. **Environmental Sciences Europe**, v. 35, p. 100, 2023. <http://doi.org/10.1186/s12302-023-00806-4>.

GIBSON, M.S.; PHINNEY, D.E. **Selected Parameters Influencing the Growth and Survival of *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel)**. Life Sciences Application Department Lockheed Electronics Company Inc. Aerospace System Division, Houston- Texas, EUA. National Aeronautics and Space Administration - Lyndon B. Johnson Space Center. 1974 (Memorando Técnico).

GIGLIOTI, R. et al. Proteolytic activity of excretory/secretory products of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Pesquisa Veterinaria Brasileira**, v. 36, n. 8, p. 711–718, 2016.

GOLIAN, M. et al. Neglected very long-chain hydrocarbons and the incorporation of body surface area metrics reveal novel perspectives for cuticular profile analysis in insects. **Insects**, v. 13, n. 1, p. 83, 2022. <https://doi.org/10.3390/insects13010083>

GONTIJO, J. R. V.; BITTENCOURT, F. V. Wound myiasis: The role of entodermoscopy. **Anais Brasileiros de Dermatologia**, v. 93, n. 5, p. 746–748, 2018. <https://doi.org/10.1590/abd1806-4841.20188043>.

GOUDIE, A.C. et al. Doramectin—a potent novel endectocide. **Veterinary Parasitology**, v. 49, n. 1, p. 5-15, 1993. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90218-C](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90218-C).

GOUR, S. et al. Cavitory myiasis and its management. **Journal of Experimental Therapeutics and Oncology**. v. 12, n. 3, p. 211-216, 2018.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**. v. 23, n. 2, p. 150-156, 2014. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014042>.

GUIMARÃES, J.H.; PAPAVERO, N.; PRADO, A. P. As miíases na região Neotropical (identificação, biologia, bibliografia). **Revista Brasileira de Zoologia**, v.1, p.239-416, 1983. • <https://doi.org/10.1590/S0101-81751982000400001>.

GUO, L. et al. Convergent resistance to GABA receptor neurotoxins through plant–insect coevolution. **Nature Ecology & Evolution**, v. 7, n. 9, p. 1444-1456, 2023. <https://doi.org/10.1038/s41559-023-02127-4>.

HAAS, J. et al. Phylogenomic and functional characterization of an evolutionary conserved cytochrome P450-based insecticide detoxification mechanism in bees. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 119, p. e2205850119, 2022. <http://doi.org/10.1073/pnas.2205850119>.

HAILU, K.T.; KASAGGA, A.; HADDAD, R.R. The New World Screwworm in the United States: A Narrative Review Anchored to the 2025 Travel-Associated Human Case. **Cureus**, v. 17, n. 10, 2025. <https://doi: 10.7759/cureus.94039>

HAENZL, D.; CASIDA, J.E. Fipronil insecticide: novel photochemical desulfinylation with retention of neurotoxicity. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 93, n. 23, p. 12764-12767, 1996. <https://doi: 10.1073/pnas.93.23.12764>.

HALL, M.J.R. Further records of *Cochliomyia hominivorax* in Libya. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**. v. 84, n. 3, p. 457, 1990.

HAMMACK, L. Relationships of larval rearing variables to fly attraction and oviposition responses in the screwworm, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of medical entomology**, v. 21, n. 3, p. 351–356, 1984. <https://doi.org/10.1093/jmedent/21.3.351>.

HAMMACK, L. Stimulation of oogenesis by proteinaceous adult diets for screwworm, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Bulletin of Entomological Research** v.

89, p. 433–440, 1999. <https://doi.org/10.1017/S0007485399000565>

HAMON, N. M.; GAMBOA, H.; GARCIA, J. M. E. Fipronil: a major advance for the control of boll weevil in Colombia. **Proceedings Beltwide Cotton Conferences, Nashville, TN, USA**, v.2, n.4, p.990-994, 1996.

HAN, H.S. et al. The comparative efficacy of afoxolaner, spinosad, milbemycin, spinosad plus milbemycin, and nitenpyram for the treatment of canine cutaneous myiasis. **Veterinary Dermatology**, v. 29, n. 4, 2018. <https://doi.org/10.1111/vde.12548>.

HANSLIK, U. et al. The thoracic muscular system and its innervation in third instar *Calliphora vicina* Larvae. I. Muscles of the pro-and mesothorax and the pharyngeal complex. **Journal of Morphology**, v. 271, n. 8, p. 960-968, 2010. <https://doi.org/10.1002/jmor.10848>.

HAYWARD, A. et al. A cytochrome P450 insecticide detoxification mechanism is not conserved across the Megachilidae family of bees. **Evolutionary Applications**, v. 17, p. e13625, 2023. <http://doi.org/10.1111/eva.13625>.

HAZARIKA, S. et al. Repellent activity of some essential oils against *Simulium* species in India. **Journal of insect science**, v. 12, n. 1, 2012. <https://doi.org/10.1673/031.012.0501>

HERRERA-FLOREZ, A.F. et al. A neuropteran insect with the relatively longest prothorax: The “giraffe” among insects is the larva of a *Necrophylus species* from Libya. **Spixiana**, v. 43, n. 2, p. 305-314, 2020.

HE, F. et al. Contact toxicity and repellence of essential oil from *Senecio scandens* and its major components against three stored product insects. **Natural Product Research**, v. 36, n. 17, p. 4452–4456, 2022. <https://doi.org/10.1080/14786419.2021.1983572>.

HEIDARI, R. et al. Hydrolysis of organophosphorus insecticides by in vitro modified carboxylesterase E3 from *Lucilia cuprina*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 34, n. 4, p. 353-363, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2004.01.001>.

HEIDARI, R. et al. Hydrolysis of pyrethroids by carboxylesterases from *Lucilia cuprina* and *Drosophila melanogaster* with active sites modified by in vitro mutagenesis. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**. v. 35, n. 6, p. 597-609, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2005.02.018>.

HIRASHIMA, S. et al. Photodegradation of the insecticide fipronil in aquatic environments: photo-dechlorination processes and products. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 30, n. 38, p. 89877–89888, 2023. <https://doi.org/10.1007/s11356-023-28571-0>.

HO, T.N.T. et al. Cysteine-rich peptides : From bioactivity to bioinsecticide applications. **Toxicon**. v. 230, 2023. doi: 10.1016/j.toxicon.2023.107173.

HODA, S.M. et al. The insecticidal activity of two medicinal plants (*Commiphora molmol*) and (*Balanites aegyptiaca*) against the blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). **International Journal of Advanced Research Biology Science**. v. 3, n. 3, p. 144-158, 2016.

HOESAIN, M. et al. The utilization of organic adjuvants to increase the effectiveness of chlorpyrifos insecticides against *Spodoptera litura*. **Plant Science Today**, v. 10, n. 2, p. 178-186, 2023. <https://doi.org/10.14719/pst.2064>.

HUANG, S. et al. Design, synthesis, and insecticidal and fungicidal activities of quaternary ammonium salt derivatives of a triazolyphenyl isoxazoline insecticide. **Pest Management Science**, v. 78, n. 5, p. 2011-2021, 2022. <https://doi.org/10.1002/ps.6824>.

INTERNATION COMMISSION ON ZOOLOGICAL NOMENCLATURE (ICZN). Opinion 1333. *Cochliomyia* Townsend, 1915 (Insecta, Diptera): conserved. **Bulletin of Zoological Nomenclature, London**, v. 43, n. 2, p. 131–132, 1986.

INTEGRATED TAXONOMIC INFORMATION SYSTEM (ITIS). Disponível em: https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=151660&utm_source=chatgpt.com#null. Acessado em 14/01/2026.

JACOBS, E. et al. Cuticular profiling of insecticide resistant *Aedes aegypti*. **Scientific reports**, v. 13, n. 1, 2023. <https://doi.org/10.1101/2023.01.13.523989>.

JAMEEL, M. et al. Hazardous sub-cellular effects of fipronil directly influence the organismal parameters of *Spodoptera litura*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 180, p. 104–112, 2019. <http://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.01.076>

JEREZ, P.G.P. et al. Susceptibility of *Spodoptera Cosmioides* to Insecticides with Different Modes of Action: Implications for Integrated Pest Management. **Implications for Integrated Pest Management**. <http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.5316484>. 2025

JIA, Z.Q. et al. Identification of transcriptome and fluralaner responsive genes in the common cutworm *Spodoptera litura* Fabricius, based on RNA-seq. **BMC Genomics**, v. 21, n. 1, 2020. <https://doi.org/10.1186/s12864-020-6533-0>.

JIANG, S. et al. Mosquitocidal activity and mode of action of the isoxazoline fluralaner. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 14, n. 2, 2017. <https://doi.org/10.3390/ijerph14020154>.

JIN, Y. et al. Sublethal effects of fipronil on *Drosophila melanogaster*: metabolic disruption and oxidative stress responses. *Journal of Insect Physiology*, v. 121, p. 104044, 2020. <http://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2020.104044>

JINGUJI, H. et al. Effects of short-term, sublethal fipronil and its metabolite on dragonfly feeding activity. **PLoS One**, v. 13, n. 7, 2018. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0200299>.

JOHNSON, C.; BISHOP, A. H.; TURNER, C. L. Isolation and Activity of Strains of *Bacillus thuringiensis* Toxic to Larvae of the Housefly (Diptera: Muscidae) and Tropical Blowflies (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 71, n. 2, p. 138-144, 1998. <https://doi.org/10.1006/jipa.1997.4720>.

JONGEJAN, F. et al. Resistance intensity test (RIT): a novel bioassay for quantifying the level of acaricide resistance in *Rhipicephalus microplus* ticks. **Parasites & Vectors**, v. 17, n. 280, 2024. <https://doi.org/10.1186/s13071-024-06561-6>.

JUNCO, M. et al. Effect of macrocyclic lactones on nontarget coprophilic organisms: a review. **Parasitology Research**, v. 120, n. 3, p. 773-783, 2021. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07064-4>.

JUNQUERA, P. et al. Benzoylphenyl ureas as veterinary antiparasitics. An overview and outlook with emphasis on efficacy, usage and resistance. **Parasite**, v. 26, 2019. <https://doi.org/10.1051/parasite/2019026>.

JYOTI, S.; MADDHESHIYA, R. Effect of geranyl acetate on the third instar larvae of latrine blow fly, *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1794) (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Experimental Zoology**, v. 26, n. 2, 2023. I: <https://doi.org/10.51470/jez.2023.26.2.0000>.

KADALA, A. et al. Voltage-gated sodium channels from the bees *Apis mellifera* and *Bombus*

terrestris are differentially modulated by pyrethroid insecticides. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-37278-z>.

KALITA M.K., HALOI K., DEVI D. Larval Exposure to Chlorpyrifos Affects Nutritional Physiology and Induces Genotoxicity in Silkworm *Philosamia ricini* (Lepidoptera: Saturniidae). **Frontiers in physiology**. v. 7, p. 535. <https://doi.org/10.3389/fphys.2016.00535>.

KAMBLE, S. P. et al. Inhibition of GLUT2 transporter by geraniol from *Cymbopogon martinii*: a novel treatment for diabetes mellitus in streptozotocin-induced diabetic rats. **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 72, n. 2, p. 294–304, 2020. <https://doi.org/10.1111/jphp.13194>.

KAMMER, A.E.; KINNAMON, S.C. Patterned muscle activity during eclosion in the hawkmoth *Manduca sexta*. **Journal of Comparative Physiology**, v. 114, n. 3, p. 313-326, 1977. <https://doi.org/10.1007/BF00657326>.

KANDI, V. et al. Persistent pediatric gastro-intestinal myiasis: A case report of fly larval infestation with *Musca domestica* with review of literature. **Journal of Global Infectious Diseases**, v. 5, n. 3, p. 114–117, 2013. <https://doi.org/10.4103/0974-777X.116874>

KAYA, M. et al. Changes in physicochemical properties of chitin at developmental stages (larvae, pupa and adult) of *Vespa crabro* (wasp). **Carbohydrate polymers**, v. 145, p. 64-70, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2016.03.010>.

KHAN, H.A.A. Toxicity, repellent and oviposition deterrent effects of select essential oils against the house fly *Musca domestica*. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 24, n. 1, p. 15-20, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.10.002>.

KHANI KOR, B.; BORA, D. *Ocimum gratissimum* Linn.(Lamiaceae) essential oil for the management of *Exorista sorbillans* Wiedemann (Diptera: Tachinidae) menace of silkworm in sericoculture system. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 25, n. 3, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2022.101960>.

KHATER, K. S. Efficacy of some plant extracts on the blow fly, *Lucilia Sericata* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae). **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, F. Toxicology & Pest Control**, v. 9, n. 1, p. 1-7, 2017. <https://doi.org/10.21608/eajbsf.2017.17047>.

- KHATER, K. Effect of two volatile oils extracted from *Syzygium aromaticum*, *Mentha longifolia*, and imidacloprid on *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae). **Parasitologists United Journal**, v. 14, n. 1, p. 46-57, 2021a.: <https://doi.org/10.21608/PUJ.2021.51818.1096>
- KHATER, K. et al. Biological and Physiological Disturbances of *Lucilia silvarum* Meigen (Diptera: Calliphoridae) Treated with Certain Insecticides. **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, E. Medical Entomology & Parasitology**, v. 13, n. 1, p. 63-83, 2021b. <https://doi.org/10.21608/EAJBSE.2021.195132>
- KHATER, K. Toxicological and ultrastructural effects of chitin synthesis inhibitors (lufenuron and chlorfluazuron) on third larval instars integument of *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae). **Parasitologists United Journal**, v. 14, n. 1, p. 95-103, 2021c. <https://doi.org/10.21608/puj.2021.63371.1108>
- KHATER, H.F.; KHATER, D. F. The insecticidal activity of four medicinal plants against the blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). **International Journal of Dermatology**, v. 48, n. 5, p. 492-497, 2009. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3415-2>
- KHATER, H.F.; RAMADAN, M.Y.; MAGEID, A.D. *In vitro* control of the camel nasal botfly, *Cephalopina titillator*, with doramectin, lavender, camphor, and onion oils. **Parasitology Research**, v. 112, n. 7, p. 2503-2510, 2013. <https://doi.org/doi:10.1007/s00436-013-3415-2>.
- KHOO, B.K.; SHERMAN, M. Toxicity of chlorpyrifos to normal and defaunated Formosan subterranean termites. **Journal of Economic Entomology**, v. 72, n. 2, p. 298-304, 1979. <https://doi.org/10.1093/jee/72.2.298>.
- KLAFKE, G.M. et al. Applicability of *in vitro* bioassays for the diagnosis of ivermectin resistance in *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae). **Veterinary parasitology**, v. 184, n. 2-4, p. 212-220, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.09.018>.
- KOLAR, L. et al. Toxicity of abamectin and doramectin to soil invertebrates. **Environmental Pollution**, v. 151, n. 1, p. 182-189, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2007.02.011>.
- KONO, M. et al. State-dependent inhibition of GABA receptor channels by the ectoparasiticide fluralaner. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 181, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2021.105008>.

KOTZE, A.C.; ROLLS, N.M. Reduced synergistic efficacy of piperonyl butoxide in combination with alpha-cypermethrin *in vitro* in an insecticide-resistant strain of the sheep blowfly, *Lucilia cuprina*. **Veterinary Parasitology**, v. 317, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2023.109917>

KOUBA, V. Screwworm (*Cochliomyia hominivorax*) and its eradication in North Africa using sterile insect technique-Epizootiological analysis. Eradication programme. **Agricultura tropica et subtropica**. v. 34, p. 97-109, 2001. <https://doi.org/10.71336/jabs.1195>

KUCUK, M. E.; KAPLAN, A. The effect of thymol on the development of *Drosophila melanogaster*. **Journal of Applied Biological Sciences**. v. 17, n. 2, p. 320–327, 2023. <https://doi.org/10.71336/jabs.1195>.

KUMAR, S. et al. Trans-cinnamaldehyde mitigates rotenone-induced neurotoxicity via inhibiting oxidative stress in rats. **Pharmacological Research - Modern Chinese Medicine**, v. 6, n. 3, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.prmcm.2022.100209>.

KUMARASINGHE, S.P.W. et al. Larvicidal effects of mineral turpentine, low aromatic white spirits, aqueous extracts of *Cassia alata*, and aqueous extracts, ethanolic extracts and essential oil of betel leaf (*Piper betle*) on *Chrysomya megacephala*. **International Journal of Dermatology**, v. 41, n. 12, p. 877-880, 2002. <https://doi: 10.1046/j.1365-4362.2002.01660.x>.

KUMRUNGSEE, N. et al. Toxicity of essential oil compounds against diamondback moth, *Plutella xylostella*, and their impact on detoxification enzyme activities. **Journal of Pest Science**, v. 87, n. 4, p. 721–729, 2014. <https://doi.org/10.1007/s10340-014-0602-6>.

KUNIY, SANTOS. Myiasis in bristle-spined porcupine, *Chaetomys subspinosus* (Olfers, 1818), in Bahia, Brazil. **Entomological News**, v. 114, n. 5, p. 291-292, 2003.

LAAKE, E.W. et al. Biology of the primary screw worm fly, *Cochliomyia americana*, and a comparison of its stages with those of *C. macellaria*. **United States Department of Agriculture**. n. 500, 1936.

LAAKE, E. W.; SMITH, C. L. The Hydrogen-Ion Concentration of Myiotic Wounds in Sheep and Goats. **Journal of Economic Entomology**, v. 31, n. 3, p. 441–443, 1938. <https://doi.org/10.1093/jee/31.3.441>

LACHANCE, L.E.; BRUNS, S.B. Oogenesis and Radiosensitivity in *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Biological Bulletin**, v. 124, n. 1, p. 65-83, 1963. <https://doi.org/10.2307/1539569>.

LACOURSE, S.M. Pain and Bloody Ear Discharge in a Returning Traveler. **American Society of Tropical Medicine and Hygiene**. v. 92, n. 3, p. 599–600, 2015. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.14-0617>.

LANE, R.P.; CROSSKEY, R.W. **Medical Insects and Arachnids**. Springer Science - Business Media Dordrecht, The Natural History Museum - British Museum (Natural History) - London, UK; 1993. 727 p.

LARSON, N. R. et al. Heterocyclic amine-induced feeding deterrence and antennal response of honey bees. **Insects**, v. 11, n. 2, 2020. <https://doi.org/10.3390/insects11020083>.

LAWSON, B.E.; MCDERMOTT, E.G. Successful yeast microencapsulation of fluralaner and its potential as a larvicide for vector control. **Acta Tropica**, v. 259, 2024. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2024.107358>.

LEESOMBUN, A. et al. Insecticidal activity of *Plectranthus amboinicus* essential oil against the stable fly *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) and the horse fly *Tabanus megalops* (Diptera: Tabanidae). **Insects**, v. 13, n. 3, 2022. <https://doi.org/10.3390/insects13030255>

LEFTA, R.H. Biological Activity of Extract Solanum nigrum on some Biological Aspects of the Blue Fly *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae). **Archives of Razi Institute**, v. 77, n. 3, p. 1157-1164, 2022. <https://doi.org/10.22092/ARI.2022.357401.2038>

LEITE, A.C.R.; GUEVARA, J.D.E. Scanning electron microscopy of the larval instars of *Cochliomyia hominivorax*. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 7, n. 3, p. 263–270, 1993. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1993.tb00686.x>.

LEVOT, G.W.; SALES, N. Susceptibility to ivermectin of larvae of Australian sheep blowfly, *Lucilia cuprina* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae). **Australian Journal of Entomology**, v. 41, n. 1, p. 75-78, 2002. <https://doi.org/10.1046/j.1440-6055.2002.00255>.

LEVOT, G. W.; SALES, N. *In vitro* effectiveness of ivermectin and spinosad flystrike treatments against larvae of the Australian sheep blowfly, *Lucilia cuprina* (Wiedemann)

(Diptera: Calliphoridae). **Australian Journal of Entomology**, v. 47, n. 4, p. 365–369, 2008. <https://doi.org/10.1111/j.1440-6055.2008.00670>

LEVITICUS, K. et al. Lethal and sublethal effects of fluralaner on the two-spotted spider mites, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Pest Management Science**, v. 76, n. 3, p. 888-893, 2020. <https://doi.org/10.1002/ps.5593>.

LI, L. et al. A Leg Cuticle Protein Enhances the Resistance of *Anopheles sinensis* Mosquitoes to Deltamethrin. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 26, n. 5, 2025.

LI, M. et al. *In vitro* Efficacy of Terpenes from Essential Oils against *Sarcoptes scabiei*. **Molecules**, v. 28, n. 8, p. 1–7, 2023. <https://doi.org/10.3390/molecules28083361>.

LILLY, D.G. et al. Cuticle thickening in a pyrethroid-resistant strain of the common bed bug, *Cimex lectularius* L. (Hemiptera: Cimicidae). **Plos one**, v. 11, n. 4. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0153302>

LIMA, W. S. et al. Evaluation of the prophylactic effect and curative efficacy of fipronil 1% pour on (Topline®) on post-castration scrotal myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 125, n. 3–4, p. 373–377, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.08.001>.

LINDQUIST, D.A.; ABUSOWA, M.; HALL, M.J. The New World screwworm fly in Libya: a review of its introduction and eradication. The New World screwworm fly in Libya: a review of its introduction and eradication. **Medical Veterinary Entomology**. v. 6, n. 1, n. 2-8, 1992. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1992.tb00027.x>.

LIU, D. et al. Toxicity and sublethal effects of fluralaner on *Spodoptera litura* Fabricius (Lepidoptera: Noctuidae). **Pesticide biochemistry and physiology**, v. 152, p. 8-16, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2018.08.004>.

LIU, P. et al. Monoterpene alcohols induced by sweet potato weevil larvae deter conspecific adults from feeding and oviposition. **Pest Management Science**, v. 79, n. 10, p. 3504–3510, 2023. <https://doi.org/10.1002/ps.7530>.

LOPES, M.B.P. et al. Effect of an extract from *Plumbago scandens* L.(malacara) on *Chrysomya putoria* post-embryonic development. **Revista Cubana de Plantas Medicinales**, v. 19, n. 1, p.

433-442, 2014.

LOPES, T. et al. Efficacy of lotilaner against myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera : Calliphoridae) in naturally infested dogs. **Parasites & Vectors**, 2023. doi: 10.1186/s13071-023-05661-z.

LOPES, W. D. Z. et al. Ivermectina e abamectina em diferentes doses e vias de aplicação contra larvas de *Cochliomyia hominivorax* em bolsas escrotais de bovinos recém-castrados, provenientes da região sudeste do Brasil. **Ciencia Rural**, v. 43, n. 12, p. 2195–2201, 2013. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782013001200013>.

LOPES, W.D.Z. et al. The effectiveness of a fixed-dose combination pour-on formulation of 1.25% fipronil and 2.5% fluazuron against economically important ectoparasites and associated pharmacokinetics in cattle. **Parasitology international**, v. 66, n. 5, p. 627-634, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2017.05.005>

LÓPEZ, M. D.; PASCUAL-VILLALOBOS, M. J. Mode of inhibition of acetylcholinesterase by monoterpenoids and implications for pest control. **Industrial Crops and Products**, v. 31, n. 2, p. 284–288, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.11.005>.

LOPEZ, M.; LIBURD, O. E. Assessing the effectiveness of selected reduced-risk insecticides and malathion on blueberry gall midge (Diptera: Cecidomyiidae) and key parasitoids. **Crop Protection**, v. 185, 2024. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2024.106890>.

LUCCHESI, V. et al. Cuticle modifications and over-expression of the chitin-synthase gene in diflubenzuron-resistant phenotype. **Insects**, v. 13, n. 12, 2022. <https://doi.org/10.3390/insects13121109>.

LUMARET, J. et al. A review on the toxicity and non-target effects of macrocyclic lactones in terrestrial and aquatic environments. **Current Pharmaceutical Biotechnology**, v. 13, n. 6, p. 1004-1060, 2012. <https://doi.org/10.2174/138920112800399257>.

LYRA, M.L. et al. Wing morphometry as a tool for correct identification of primary and secondary New World screwworm fly. **Bulletin of Entomological Research**, v. 100, n. 1, p. 19 - 26, 2010. <https://doi.org/10.1017/S0007485309006762>.

MACHADO, M.L.S.; RODRIGUES, E. M. P. Emprego do nitenpyram como larvicida em

miíases caninas por *Cochliomyia hominivorax*. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 30, n. 1, p. 59-62, 2018. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.17187>

MACKENZIE, S.L. et al. Impacts of macrocyclic lactones on larval survival, growth and development of three dung beetle species (Coleoptera: Scarabaeidae). **Austral Entomology**, v. 61, n. 1, p. 104-112, 2022. <https://doi.org/10.1111/aen.12580>.

MACKLEY, J.W.; LONG, G.L. Behavior of sterile adult screwworms (Diptera: Calliphoridae) on flowering trees and shrubs. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 76, n. 5, p. 839-843, 1983. <https://doi.org/10.1093/aesa/76.5.839>.

MAGALHÃES, J.Z. et al. Fipronil: uses, pharmacological and toxicological features. *Revinter*. v. 11, p. 67–83, 2018. <http://doi.org/10.22280/revintervol11ed1.344>.

MARTÍN-VEGA, D. et al. Comparative larval anatomy of the digestive system of three Calliphoridae (Diptera) species that cause different types of myiasis. **Acta Tropica**, v. 265, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2025.107616>.

MARTINEZ, C.A.R. Miíase vulvar: relato de caso. **Revista Brasileira de Ginecologia e Obstetrícia**. v. 25 n. 4, 2003. <https://doi.org/10.1590/S0100-72032003000400011>.

MARTINEZ, L.C.; PLATA-RUEDA, A. SERRÃO, J.E. Effect of Benzoylphenyl Ureas on Survival and Reproduction of the Lace Bug, *Leptopharsa gibbicarina*. **Insects**. v. 12, n. 1, 2021. <https://doi: 10.3390/insects12010034>.

MASTRANGELO, T.; BEZERRA, F.; FERNANDES, T. Dietas larvais alternativas para criação massal da mosca da bicheira, *Cochliomyia hominivorax*. **Ciência Rural**, v. 44, p. 672-677, 2014. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782014000400016>.

MASTRANGELO, T.; WELCH J.B. An Overview of the Components of AW-IPM Campaigns against the New World Screwworm. **Insects**. v. 3, n. 4, p. 930-955, 2012. <https://doi.org/10.3390/insects3040930>

MATLOCK, R. B.; SKODA, S. R. Mark-recapture estimates of recruitment, survivorship and population growth rate for the screwworm fly, *Cochliomyia hominivorax*. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 23 , p. 111–125, 2009. <https://doi: 10.1111/j.1365-2915.2009.00774>.

MCGRAW, T.A.; TURIANSKY, G. W. Cutaneous myiasis. **Journal of the American Academy of Dermatology**, v. 58, n. 6, p. 907-926, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.jaad.2008.03.014>.

MEDEIROS, M.T. et al. Larvicidal activity *in vitro* of essential oils against *Cochliomyia hominivorax*. **Veterinary Parasitology**, v. 322, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2023.110020>.

MEDEIROS, M.T. et al. Effects of combinations of the essential oils trans-anethole, thymol and carvacrol against larvae of the screwworm fly *Cochliomyia hominivorax in vitro*. **Veterinary Parasitology**, v. 334, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2025.110398>.

MEDINA, P. et al. Toxicity of fipronil to the predatory lacewing *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). **Biocontrol Science and Technology**, v. 14, n. 3, p. 261-268, 2004.

MEHLHORN, H.; JONES, H.L.; WHEATHERLEY, A.J. Doramectin, a new avermectin highly efficacious against gastrointestinal nematodes and lungworms of cattle and pigs: two studies carried out under field conditions in Germany. **Parasitology research**, v. 79, n. 7, p. 603-607, 1993. <https://doi.org/10.1007/BF00932246>.

MENA, F. et al. Comparison of the sensitivity of *Tetragonisca angustula* (Apidae-Meliponini) and *Apis mellifera* (Apidae-Apini) to three insecticides (Malathion, Imidacloprid, and Fipronil) used in Costa Rica. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 42, n. 5, p. 1022-1031, 2023. <https://doi.org/10.1002/etc.5587>.

MÉNARD, C. et al. Multiple combinations of RDL subunits diversify the repertoire of GABA receptors in the honey bee parasite *Varroa destructor*. **Journal of Biological Chemistry**, v. 293, n. 49, p. 19012-19024, 2018. <https://doi.org/10.1074/jbc.RA118.005365>.

MENDES, M. C.; OLIVEIRA, R. O.; VIEIRA BRESSAN, M. C. R. Determination of minimal immersion times for use in vitro resistance tests with *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887) engorged females and pyrethroid acaricides. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 9, n. 1, p. 33-39, 2000.

MENDONÇA, P. M.; DOS SANTOS-MALLET, J.R.; QUEIROZ, M.M.C. Ultrastructure of larvae and puparia of the blowfly *Chrysomya megacephala* (Diptera: Calliphoridae). **Microscopy Research and Technique**, v. 75, n. 7, p. 935-939, 2012.

<https://doi.org/10.1002/jemt.22017>.

MENEZES, M.F. Ocular Myiasis by *Oestrus Ovis* in Portugal-A Case Report. **Biomedical Journal of Scientific e Technical Research**, v. 52, n. 3, p. 43685-43688, 2023. <https://doi.org/10.26717/BJSTR.2023.52.008245>.

MENG, L. et al. Cuticular competing endogenous RNAs regulate insecticide penetration and resistance in a major agricultural pest. **BMC Biology**, v. 21, n. 1, 2023. <https://doi.org/10.1186/s12915-023-01694-z>.

MERCK. **Doramectin Formulation – Safety Data Sheet**. Versão 11.0. Disponível em: https://www.merck.com/docs/product/safety-data-sheets/ah-sds/Doramectin%20Formulation_AH_JP_6N.pdf . Acesso em: 09 out. 2025.

MERCK. **Fluralaner – Safety Data Sheet**. Versão 11.3. Disponível em: https://www.msd.com/docs/product/safety-data-sheets/ah-sds/Fluralaner_AH_NO_6N.pdf. Acesso em: 09 out. 2025.

METAYI, M. H. A.; ATTIA, M. A. M. Toxicity Evaluation and Field Performance of Certain Insect Growth Regulators for *Spodoptera littoralis* Management in Cotton. **Alexandria Science Exchange Journal**, v. 44, n. 2, 2023. <https://doi.org/10.21608/asejaiqjsae.2023.305175>

MICHAEL, B.; MEINKE, P.T.; SHOOP, W. Comparison of ivermectin, doramectin, selamectin, and eleven intermediates in a nematode larval development assay. **Journal of Parasitology**, v. 87, n. 3, p. 692-696, 2001. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2001\)087\[0692:COIDSA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[0692:COIDSA]2.0.CO;2).

MILLÁN, C.L.; OLEA, M.S. JURI, M.J.D. Unusual presence of *Ornidia robusta* (Diptera: Syrphidae) causing pig myiasis in Argentina. **Parasitology Research**. v. 114, p. 4731–4735, 2015. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4755-x>.

MILWARD-DE-AZEVEDO, E.M.V. et al. Aspectos da biologia de *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel) (Diptera: Calliphoridae), Linhagem Universidade Rural, sob condições de laboratório. **Anais da Sociedade Entomologica do Brasil**, v. 21, n. 1, p. 223-240, 1992. <https://doi.org/10.37486/0301-8059.v21i1.757>

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA).

Instrução Normativa Nº 50, de 24 de Setembro de 2013.

MIRANDA, F.R. et al. Success of nitenpyram in the treatment of ocular myiasis in the orbital cavity of a dog – case report. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**. v. 42, n. 1, 2020. <https://doi.org/10.29374/2527-2179.bjvm108920>.

MITIĆ, Z.S. et al. Essential Oils of three Balkan Abies Species: Chemical profiles, antimicrobial activity and toxicity toward *Artemia salina* and *Drosophila melanogaster*. **Chemistry & Biodiversity**, v. 19, n. 6, 2022. <https://doi.org/10.1002/cbdv.202200235>.

MOHAMMED, A.A.; SOOR, T.A.H. Epidemiology and genetic analysis of *Oestrus ovis* from slaughtered sheep in Sulaymaniyah province, Iraq. **Journal of Veterinary Research**, v. 69, n. 1, p. 51-58, 2025. <https://doi: 10.2478/jvetres-2025-0019>.

MOHAMED, A.O. et al. Insecticide residues in Khor Abuhabel sediments and soil of South Kordofan State, Sudan. **Arabian Journal of Geosciences**, v. 15, n. 499, 2022. <https://doi.org/10.1007/s12517-022-09769-x>.

MOHAMMED, A. Traumatic myiasis in animals from Iraq: a five years (2019–2023) survey, and a comprehensive epidemiological overview. **Tropical Animal Health and Production**. v. 57, n. 2, 2025. <https://doi: 10.1007/s11250-025-04326-6>.

MONTASSER, A.A.; AMIN, Amr. Effect of ivermectin on the integument and dorsoventral muscles of the tick *Argas (Persicargas) persicus* (Oken) (Ixodoidea: Argasidae). **Parasitology research**, v. 107, n. 4, p. 975-982, 2010. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-1963-2>.

MONTEIRO, H.R. et al. Assessment of fipronil toxicity to the freshwater midge *Chironomus riparius*: Molecular, biochemical, and organismal responses. **Aquatic Toxicology**, v. 216, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2019.105292>.

MOUICHE, M.M.M., et al. Veterinary pharmacovigilance in sub-Sahara Africa context: a pilot study of adverse reactions to veterinary medicine in Cameroon. **BMC Veterinary Research**. v. 15, n. 301, 2019. <https://doi.org/10.1186/s12917-019-2043-1>.

MOUSSIAN, B. The arthropod cuticle. In: **Arthropod biology and evolution: molecules, development, morphology**. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, p. 171-196. 2013. https://doi.org/10.1007/978-3-642-36160-9_8.

MOYA-BORJA, G.E. et al. Prophylactic and persistent efficacy of doramectin against *Cochliomyia hominivorax* in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 72, n. 1, p. 101-109, 1993. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90228-F](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90228-F).

MOYA-BORJA, G.E. et al. Protective efficacy of doramectin and ivermectin against *Cochliomyia hominivorax*. **Veterinary Parasitology**. v. 72, n. 1, p. 101-109, 1997. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00082-4](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00082-4).

MSD Saúde Animal. (2023). **Fluralaner – Safety Data Sheet (SDS)**. Acessado 08/10/ 2025, em: https://www.msd.com/docs/product/safety-data-sheets/ah-sds/Fluralaner_AH_BR_PT.pdf

MUCHIUT, S. et al. Failure of doramectin and ivermectin in preventing *Cochliomyia hominivorax* myiasis in a subtropical region: A pharmacokinetic-pharmacodynamic study. **Veterinary Parasitology**. v. 334, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024.110384>.

MULIERI, P.R., PATITUCCI, L.D. Using ecological niche models to describe the geographical distribution of the myiasis-causing *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in southern South America. **Arthropods and Medical Entomology - Review**. v. 118, p. 1077–1086, 2019. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06267-0>.

MUNIZ, R.A. Efficacy of doramectin in the protection of neonatal calves and post-parturient cows against field strikes of *Cochliomyia hominivorax*. **Veterinary Parasitology**. v. 58, p. 155-161, 1995. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(94\)00702-E](https://doi.org/10.1016/0304-4017(94)00702-E).

MUÑOZ, A. A. F.; CACERES, A. F. B.; LEÓN, J. C. P. First report of myiasis in dogs caused by *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel 1858) in Colombia. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 19, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100356>.

MURA, T. et al. Polymicrobial bacteremia including *Ignatzschineria indica* caused by myiasis in a female patient with carcinoma of unknown primary. **Journal of Infection and Chemotherapy**, v. 31, n. 4, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.jiac.2025.102607>.

MUSTIKA, A.A. et al. The efficacy of larvicides of leaves of Yam Bean (*Pachyrhizuserosus*) as botanical insecticides against fly larvae myiasis *Chrysomya bezziana*. **Journal of Pharmacy**, v. 6, n. 3, p. 76-81, 2016.

MWACALIMBA, K. et al. A review of moxidectin vs. other macrocyclic lactones for

prevention of heartworm disease in dogs with an appraisal of two commercial formulations. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 11, 2024. <https://doi.org/10.3389/fvets.2024.1377718>.

NAHAR, L; SHOUBEY, C. Management of Wound Myiasis through Homoeopathy: A Case Report. *Homœopathic Links*, v. 37, n. 04, p. 211-215, 2024. <https://doi.org/10.1055/s-0043-1776712>

NASCIMENTO, A.R.B. do et al. There is more than chitin synthase in insect resistance to benzoylureas: molecular markers associated with teflubenzuron resistance in *Spodoptera frugiperda*. **Journal of Pest Science**, v. 95, n. 1, p. 129–144, 2022. <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01373-4>.

NELSON, D. R.; FATLAND, C. L.; ADAMS, T. S. Very long-chain methyl-branched alcohols and their acetate esters in pupal internal lipids of developing Coleoptera, *Anthonomus grandis* and *Cylindrocopturus adspersus*, and Diptera, *Cochliomyia hominivorax* and *Musca domestica*. **Comparative Biochemistry and Physiology - B Biochemistry and Molecular Biology**, v. 122, n. 2, p. 223–233, 1999. [https://doi.org/10.1016/S0305-0491\(99\)00003-6](https://doi.org/10.1016/S0305-0491(99)00003-6)

NESTERKINA, M. et al. Genotoxic and mutational potential of monocyclic terpenoids (carvacrol, carvone and thymol) in *Drosophila melanogaster*. **Toxicology Reports**, v. 10, n. February, p. 327–333, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2023.02.009>.

NGERN-KLUN, R. et al. Fine structure of *Chrysomya nigripes* (Diptera: Calliphoridae), a fly species of medical importance. **Parasitology Research**, v. 100, p. 993-1002, 2007. <https://doi.org/10.1007/s00436-006-0426-2>

N'GOKA, V. et al. Larvicidal and Ovicidal Activities of Some Cinnamaldehyde Derivatives against *Anopheles Gambiae*, Malaria Vector Agent. **American Journal of Chemistry**, v. 13, n. 1, 2023. <https://doi.org/10.5923/j.chemistry.20231301.01>.

N'GUESSAN, R. et al. Control of pyrethroid and DDT-resistant *Anopheles gambiae* by application of indoor residual spraying or mosquito nets treated with a long-lasting organophosphate insecticide, chlorpyrifos-methyl. **Malaria Journal**, v. 9, n. 1, p. 44, 2010. <https://doi.org/10.1186/1475-2875-9-44>

NI, N. et al. Evaluation of the potential entomopathogenic fungi *Purpureocillium lilacinum* and *Fusarium verticillioides* for biological control of *Forcipomyia taiwana* (Shiraki). **Journal of**

Fungi, v. 8, n. 8, 2022. <https://doi.org/10.3390/jof8080861>.

NICKERL, J. The multi-layered protective cuticle of Collembola: a chemical analysis multi-layered protective cuticle of Collembola: a chemical analysis. **Journal of the Royal Society Interface**.v. 11, 2014. <http://doi.org/10.1098/rsif.2014.0619>.

NICODEMO, D. et al. Fipronil and imidacloprid reduce honeybee mitochondrial activity. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 33, n. 9, p. 2070–2075, 2014. <http://doi.org/10.1002/etc.2655>.

NIDAGUNDI, K.S.; KAMBREKAR, D.N.; MALLAPUR, C.P. Contact toxicity of insecticides and biopesticides to *Trichogramma Chilonis* Ishii (Hymenoptera: Trichogrammatidae) under laboratory condition. 2021. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-1091845/v1>

NOGUEIRA, S.N.L. et al. *In vitro* test for the evaluation of the efficacy of topical products for the control of *Cochliomyia hominivorax* larvae. **Parasitology** . v. 147, n. 7, p. 816-821, 2020. [https://doi: 10.1017/S0031182020000499](https://doi:10.1017/S0031182020000499).

NOVAS, R. et al. Identification and functional analysis of *Cochliomyia hominivorax* U6 gene promoters. **Insect Molecular Biology**, v. 32, n. 6, p. 716-724, 2023. [https://doi: 10.1111/imb.12875](https://doi:10.1111/imb.12875)

NURFIKARI, A.; BOER, W. Chitin determination in residual streams derived from insect production by LC-ECD and LC-MS/MS methods. **Frontiers in Sustainable Food Systems**. v. 5, 2021. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2021.795694>

OEHLER, D.D.; HOGAN, B.F.; GRAHAN, O.H. Residues in Milk Following Treatment of Cows with Lindane or Ronnel to Control Screw-Worms. **Journal of Economic Entomology**. v. 63, n. 1, p. 1467–1468, 1970. <https://doi.org/10.1093/jee/63.5.1467>.

OLIVEIRA, C.M.B. et al. The efficacy of doramectin against infestations caused by *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) in cattle in Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 2, n. 1, p. 7-10, 1994.

OLIVEIRA, V.C. de et al. Capture of adults *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) (Diptera, Calliphoridae) and occurrence of myiasis in wild animals of the Rio de Janeiro Zoo. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**. v. 20, n. 2, p. 60-631, 1998.

OLIVEIRA, P.C. et al. Efficacy of sarolaner on the treatment of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in dogs. **Veterinary Parasitology**, v. 276, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2019.108966>.

OLIVEIRA, P.C. et al. Efficacy of spinosad on the treatment of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in dogs. **Veterinary Parasitology**, v. 258, p. 53–56, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.06.006>

OSBORNE, C.J. et al. Tiny silver bullets: silver nanoparticles are insecticidal to *Culicoides sonorensis* (Diptera: Ceratopogonidae) biting midge larvae. **Journal of Medical Entomology**. v. 61, n. 6, p. 1427-1434, 2024. <https://doi.org/10.1093/jme/tjae107>.

OTTEA, J.A. et al. Mechanisms of pyrethroid resistance in larvae and adults from a cypermethrin-selected strain of *Heliothis virescens* (F.). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 66, n. 1, p. 20–32, 2000. <https://doi.org/10.1006/pest.1999.2448>.

OVERMYER, J. P.; MASON, B. N.; ARMBRUST, K. L. Acute toxicity of imidacloprid and fipronil to a nontarget aquatic insect, *Simulium vittatum* Zetterstedt cytospecies IS-7. **Bulletin of Environmental Contamination & Toxicology**, v. 74, n. 5, p. 872-879; 2005. <https://doi.org/10.1007/s00128-005-0662-7>.

OZOE, Y.; ASAH, M. Mechanisms of fluralaner antagonism of GABA receptors: A review. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 213. 2025. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2025.106535>.

PAUL, S. et al. Urogenital myiasis – An atypical presentation. **Autopsy CaseReports**. v. 11, 2021. <https://doi.org/10.4322/acr.2020.192>.

PEARSON, M.J. The relation between larval and adult abnormalities in the abdominal segmentation of *Calliphora erythrocephala* (Diptera). **Journal of embryology and experimental morphology**. v. 32, n. 2, p. 533-555, 1974. <https://doi.org/10.1242/dev.32.2.533>.

PELLETIER, J. et al. Evaluation of fluralaner as an oral acaricide to reduce tick infestation in a wild rodent reservoir of Lyme disease. **Parasites & vectors**, v. 13, n. 1, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3932-7>.

PERIZ, G.; FORTINI, M.E. Ca²⁺-ATPase function is required for intracellular trafficking of

the Notch receptor in *Drosophila*. The European Molecular Biology Organization Journal, v.18 n. 21 p. 5983–5993, 1999. <https://doi.org/10.1242/dev.127.8.1591>

PETERSON, R. D. II; NEWMAN, S. M., Jr. Chorionic Structure of the Egg of the Screwworm, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Medical Entomology**, v. 28, n. 1. p. 152–160. 1991. <https://doi.org/10.1093/jmedent/28.1.152>.

PIERRE-FILHO, P.T.P.; PIERRE, E.T.L., PIERRE, L.M. Orbital Myiasis. **Revista de Ciência Médica**. v. 15, n. 1, p. 81-84, 2006. [https://doi.org/10.1016/S0161-6420\(86\)33592-9](https://doi.org/10.1016/S0161-6420(86)33592-9).

PINILLA, J.C.; PINILLA, A.I. Efficacy of Afoxolaner (NexGard®) in the treatment of furuncular myiasis caused by *Dermatobia hominis* fly (Diptera: Cuterebridae) in naturally infested dogs. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 53, 2024. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2024.101076>.

PITZER, J.B.; NAVARRO, J.D.; PHILLIPS, E.S. Decreased emergence rates of adult house flies (*Musca domestica*; Diptera: Muscidae) due to exposure to commercially available insecticidal baits during larval development. **Journal of Economic Entomology**, v. 118, n. 1, p. 391-396, 2025. <https://doi.org/10.1093/jee/toae310>.

PLATA-RUEDA, A. et al. Side-effects caused by chlorpyrifos in the velvetbean caterpillar *Anticarsia gemmatilis* (Lepidoptera: Noctuidae). **Chemosphere**, v. 259, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127530>.

PINTO, T.J. da S. et al. Environmentally relevant concentrations of the insecticide fipronil modulated molecular response in *Chironomus riparius*. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 43, n. 2, p. 405–417, 2024. <http://doi.org/10.1002/etc.5798>

POTIN, D.M. et al. Multiple factors mediate insecticide toxicity to a key predator for cotton insect pest management. **Ecotoxicology**, v. 31, n. 3, p. 490-502, 2022. <https://doi.org/10.1007/s10646-022-02526-6>.

PRICHARD, R.K. Macrocyclic lactone resistance in *Dirofilaria immitis*: risks for prevention of heartworm disease. **International Journal for Parasitology**, v. 51, n. 13-14, p. 1121-1132, 2021. . <https://doi: 10.1016/j.ijpara.2021.08.006>.

PUBCHEM COMPOUND SUMMARY. **Chlorpyrifos Compound**. 2025. Disponível em:

<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Chlorpyrifos#section=Solubility>.

PUBCHEM COMPOUND SUMMARY. **Fipronil Compound**. 2025. Disponible en: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Fipronil>.

PUCHETA, M. et al. First record of *Philornis* (Diptera: Muscidae) parasitizing the threatened Saffron-cowled Blackbird in South America with a description of a new *Philornis* species. **Zoologischer Anzeiger**. v. 313, p. 149-160, 2024. <https://doi.org/10.1016/j.jcz.2024.10.001>.

PULGAR, E. et al. Reporte de un caso de miasis por *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) (Diptera: Calliphoridae) en un cunaguaro (*Leopardus pardalis*, Linnaeus, 1758) en cautiverio tratado con Doramectina. **Entomotrópica**, v. 24, n. 3, p. 129-133, 2009.

QIE, X. et al. A potential lignan botanical insecticide from *Phryma leptostachya* against *Aedes aegypti*: laboratory selection, metabolic mechanism, and resistance risk assessment. **Journal of Pest Science**. v.95, p. 397–408, 2022. <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01389-w>.

RAHMAN, H.U. et al. A comprehensive review on chlorpyrifos toxicity with special reference to endocrine disruption: Evidence of mechanisms, exposures and mitigation strategies. *The Science of the total environment*. v. 755(Pt 2), p. 142649. 2021 <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142649>.

RAMANA, K.V. Human myiasis. **Journal of Medical Microbiology and Diagnosis**, v. 1, n.2, 2012. <http://dx.doi.org/10.4172/2161-0703.1000e105>.

RAMÍREZ-LÓPEZ, C. B. et al. Antifeedant activity of caesalpinia coriaria essential oil against *Incisitermes marginipennis* (Latreille). **Phyton**, v. 90, n. 3, p. 907–920, 2021. <https://doi.org/10.32604/phyton.2021.013775>.

RARES, L. et al. Molecular Identification of Pathogenic Bacteria in *Sarcophaga peregrina* Larvae as a Cause of Ophthalmomyiasis. **Cuestiones de Fisioterapia**, v. 54, n. 4, p. 7458-7466, 2025. <https://doi.org/10.48047/kndes039>.

RASHEED, M.A. et al. Lethal and sublethal effects of chlorpyrifos on biological traits and feeding of the aphidophagous predator *Harmonia axyridis*. **Insects**, v. 11, n. 8, 2020. <https://doi.org/10.3390/insects11080491>.

RAO, J.V. et al. Effect of chlorpyrifos and monocrotophos on locomotor behaviour and

acetylcholinesterase activity of subterranean termites, *Odontotermes obesus*. **Pest Management Science**. v. 61, n. 4, p. 417-421, 2005. <https://doi.org/10.1002/ps.986>.

REN, Q. et al. The role of cytochrome P450-mediated detoxification in insect adaptation to xenobiotics. **Current Opinion in Insect Science**, v. 43, p. 103–107, 2021. <http://doi.org/10.1016/j.cois.2020.11.004>.

REN, Y. et al. Lethal and sublethal effects of fluralaner on the citrus red mite, *Panonychus citri* (McGregor). **Pest Management Science**, v. 80, n. 7, p. 3308-3316, 2024. <https://doi.org/10.1002/ps.8034>.

REW, R.S. Dectomax Discovery: A Review of the Scientific Approach to Long Duration Endectocide Activity. In: American Association of Bovine. **Practitioners Conference Proceedings**. v.12-14. p. 161-163, 1996. <https://doi.org/10.21423/aabppro19965972>.

REYES-MALDONADO, R.; RAMÍREZ, A.; MARIE, B. The Neuromuscular system of *Chironomus vitellinus* (Diptera: Chironomidae). **bioRxiv**. 2025. <https://doi.org/10.1101/2025.06.01.657287>

RIBEIRO, C.M., SCHERER, P.O., SANAVRIA, A. Cutaneous and oro-nasal internal myiasis by *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) in feline (*Felis catus*) - case report. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine** v. 12, n. 2, p. 166-168, 2009. <https://bjvm.org.br/BJVM/article/view/804>.

RIBEIRO NETO, J. A.; ALVES, S. N.; LIMA, L. A. R. DOS S. Fatty acid methyl esters (FAMES) obtained from edible vegetable oils: Larvicidal activity and melanization process in *Aedes aegypti* larvae. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 50, 2023. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2023.102689>

RICO, I. **Caracterização Molecular e Toxicológica de *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) frente a inseticidas organofosforados**. Orientador: Guilherme Marcondes Klafke. 2022. Dissertação de Mestrado. Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor, Programa de Pós-graduação em Saúde Animal, Eldorado do Sul, RS-BR, 2022.

RIVERA-DÁVILA, O. L.; SÁNCHEZ-MARTÍNEZ, G.; RICO-MARTÍNEZ, R. Toxicity tests, bioaccumulation and residuality of pyrethroid insecticides commonly used to control conifer bark beetles in Mexico. **Ecotoxicology**, v. 31, n. 5, p. 782–796, 2022.

<https://doi.org/10.1007/s10646-022-02546-2>.

ROAT, T.C. et al. Effects of sublethal dose of fipronil on neuron metabolic activity of Africanized honeybees. **Archives of environmental contamination and toxicology**, v. 64, n. 3, p. 456-466, 2013. <https://doi.org/10.1007/s00244-012-9849-1>.

ROBAINA, D.; CABALLERO, J.; SUÁREZ, G. Study of the effect of different diluents for syringe immersion test on *Rhipicephalus microplus* larvae against macrocyclic lactones. **Open Veterinary Journal**, v. 14, n. 12, p. 3397–3403, 2024. <https://doi.org/10.5455/OVJ.2024.v14.i12.24>

ROBBINS, K.; KHACHEMOUNE, A. Cutaneous myiasis: A review of the common types of myiasis. **International Journal of Dermatology**, v. 49, n. 10, p. 1092–1098, 2010. <https://doi.org/10.1111/j.1365-4632.2010.04577.x>Digital Object Identifier (DOI).

RODRIGUES, C. S.; KAUSHIK, N. K. Laboratory evaluation of the insect growth regulator diflubenzuron against black fly (Diptera: Simuliidae) larvae and its effects on nontarget stream invertebrates. **The Canadian Entomologist**, v. 118, n. 6, p. 549-558, 1986. <https://doi.org/10.4039/Ent118549-6>.

RODRIGUES, F. T. et al. Myiasis associated with an invasive ductal carcinoma of the left breast: Case study. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo**, v. 59, 2017. <https://doi.org/10.1590/S1678-9946201759035>.

RODRIGUEZ, D.J.G. et al. Presence of cattle screwworms (*Cochliomyia hominivorax*) in Cuba. **Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux**. v. 49, n. 3, p. 223–225, 1996.

ROMOSER, W. S. Introduction to arthropods: systematics, behavior and ecology. **Medical entomology: a textbook on public health and veterinary problems caused by arthropods**, p. 53-97, 2004.

ROSA, M.E. et al. Recent advances on the influence of fipronil on insect behavior. *Current Opinion in Insect Science*, v. 65, p. 101251, 2024. <http://doi.org/10.1016/j.cois.2024.101251>

RUIZ-ZAPATA, J. D. et al. Umbilical Myiasis by *Cochliomyia hominivorax* in an Infant in Colombia. **Frontiers in Medicine**, v. 6, 2020. <https://doi.org/10.3389/fphys.2019.01591>.

SAKULPANICH, A.; ATTRAPADUNG, S.; GRITSANAPAN, W. Larvicidal activity of *Stemona collinsiae* root extract against *Musca domestica* and *Chrysomya megacephala*. **Scientific reports**, v. 13, n. 1, 2023. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-42500-8>.

SALCHI, H.; JALAIZAND, A.; MOLDARESI, M. Study and Comparison of the Lethal Effect of the Insecticide Chlorpyrifos on *Aphis fabae* in Laboratory and Greenhouse Conditions. **Journal of Chemical and Pharmaceutical Research**. v. 8, n. 7, p. 896-900, 2016.

SANAVRIA, A. et al. Eficácia profilática de doramectin contra infestações naturais por *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) em bovinos após castração. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 5, n. 1, p. 7-10, 1996.

SANAVRIA, A.; PRATA, M. C. A. Prophylactic efficacy of doramectin against natural infestations by *Cochliomyia hominivorax* in sheep after castration. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 5, n. 2, p. 113-117, 1997. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90228-f](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90228-f).

SANDEMAN, D. C.; MARKL, H. Head movements in flies (Calliphora) produced by deflexion of the halteres. **Journal of Experimental Biology**, v. 85, n. 1, p. 43-60, 1980. <https://doi.org/10.1242/jeb.85.1.43>.

SANTOS, T.R.B. et al. Comparison of three larval bioassays to evaluate susceptibility of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* to amitraz. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, p. 495-501, 2013. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612013000400008>

SARAIVA, L.C. et al. Insecticidal and repellent activity of geranium essential oil against *Musca domestica* and *Lucilia cuprina*. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 40, n. 4, p. 1093-1098, 2020. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00137-4>

SCHNEIDER, C. et al. Functional and sequence-based comparison of *Ctenocephalides felis* and *Rhipicephalus sanguineus sensu lato* isolates from different geographic regions. **Parasites & Vectors**, v. 18, n. 1, p. 170, 2025. <https://doi.org/10.1186/s13071-025-06806-y>

SCHOLL, P.J.; COLWELL, D.D.; CEPEDA-PALACIOS, R. Myiasis (Muscoidea, Oestroidea). In: **Medical and veterinary entomology**. Academic Press, 2019. p. 383-419. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00019-4>.

SCHOOFS, A.; SPIESS, R. Anatomical and functional characterisation of the stomatogastric nervous system of blowfly (*Calliphora vicina*) larvae. **Journal of insect physiology**, v. 53, n. 4, p. 349-360, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2006.12.009>.

SCHOOFS, A. et al. The thoracic muscular system and its innervation in third instar *Calliphora vicina* Larvae. II. Projection patterns of the nerves associated with the pro-and mesothorax and the pharyngeal complex. **Journal of Morphology**, v. 271, n. 8, p. 969-979, 2010. <https://doi.org/10.1002/jmor.10853>.

SELLERA, F.P. Terapia fotodinâmica no tratamento de ferida causada por miíase em vulva de caprino – Relato de caso. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.8, n.1, p.74-77, 2014. <https://doi.org/10.21708/avb.2014.8.1.3557>.

SETLUR, A. S. et al. Comprehensive Molecular Interaction Studies to Construe the Repellent/Kill Activity of Geraniol During Binding Event Against *Aedes aegypti* Proteins. **Molecular Biotechnology**, v. 65, n. 5, p. 726–740, 2023b. <https://doi.org/10.1007/s12033-022-00560-7>.

SEUGLING, J. et al. Development of *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae) essential oil nanoemulsion and its biological activity on pre-pupae of *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 7, n. 6, p. 293-308, 2019. doi: 10.17265/2328-2150/2019.06.003

SHAH, H.K. et al. Evaluation of the mosquitocidal efficacy of fluralaner, a potential candidate for drug based vector control. **Scientific Reports**, v. 14, n. 1, 2024. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-56053-x>

SHALABY, H.A. et al. Larvicidal activity of camphor and lavender oils against sheep blowfly, *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Parasitic Diseases**, v. 40, n. 4, p. 1475-1482, 2016. <https://doi.org/10.1007/s12639-015-0715-8>

SHARMA, K. K. et al. Dissipation kinetics and consumer risk assessment of novaluron + lambda-cyhalothrin co-formulation in cabbage. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 208, 2021. <https://doi: 10.1016/j.ecoenv.2020.11149>.

SHEIKH, Z. et al. Repellent efficacy of *Eucalyptus globulus* and *Syzygium aromaticum* essential oils against malaria vector, *Anopheles stephensi* (Diptera: Culicidae). **Iranian**

Journal of Public Health, v. 50, n. 8, p. 1668–1677, 2021. [https://doi:10.18502/ijph.v50i8.6813](https://doi.org/10.18502/ijph.v50i8.6813)

SHENG, C.W. et al. Insecticidal spectrum of fluralaner to agricultural and sanitary pests. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 20, n. 4, p. 1213-1218, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2017.08.021>.

SHUMILOVA, P.A. et al. Biological responses in *Musca domestica* to fipronil and chlorfenapyr exposures. **Regulatory Mechanisms in Biosystems**. v. 12, p. 664–669, 2021. <http://doi.org/10.15421/022191>.

SIDDIQUI, J.A. et al. Transcriptome analysis reveals differential effects of beta-cypermethrin and fipronil insecticides on detoxification mechanisms in *Solenopsis invicta*. **Frontiers in Physiology**, v. 13, p. 1018731, 2022. <http://doi.org/10.3389/fphys.2022.1018731>.

SILVA, A.S. et al. The evidence of health benefits and food applications of *Thymus vulgaris* L. **Trends in Food Science and Technology**, v. 117, p. 218–227, 2021a. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.11.010>.

SILVA, J.E. et al. High resistance to insect growth disruptors and control failure likelihood in Brazilian populations of the tomato pinworm *Tuta absoluta*. **Phytoparasitica**, v. 49, n. 4, p. 689–701, 2021b. <https://doi.org/10.1007/s12600-021-00895-y>.

SINGH, A.; SINGH, Z. Incidence of myiasis among humans—a review. **Parasitology Research**, v. 114, n. 9, p. 3183-3199, 2015. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4620-y>.

SINGH, A.; KAUR, J. The bioefficacy of crude extracts of *Azadirachta indica* (Meliaceae) on the survival and development of myiasis-causing larvae of *Chrysomya bezziana* (Diptera: Calliphoridae). **Tropical animal health and production**, v. 48, n. 1, p. 117-124, 2016. <https://doi.org/10.1007/s11250-015-0930-4>.

SINGH, N.S. et al. A comprehensive review of environmental fate and degradation of fipronil and its toxic metabolites. *Environmental Research*, v. 199, p. 111316, 2021. <http://doi.org/10.1016/j.envres.2021.111316>.

SIRIPORN, B. et al. Detection of ivermectin and fipronil resistance in *Rhipicephalus sanguineus sensu lato* in Maha Sarakham, Thailand. **Veterinary World**, v. 16, n. 8, p. 1661-

1666, 2023. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2023.1661-1666>

SNOW, J.W. et al. The Screwworm *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae), in Central America and proposed plans for its eradication south to the Darien Gap in Panama. **Journal of Medical Entomology**. v. 22, n. 4, p. 353-336, 1985. <https://doi.org/10.1093/jmedent/22.4.353>.

SOETEMANS, L.; UYTTEBROEK, M.; BASTIAENS, L. Characteristics of chitin extracted from black soldier fly in different life stages. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 165, p. 3206-3214, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.11.041>.

SOUZA, C.P.; VEROCAI, G.G. RAMADINHA, R.H.R. Case Report: Myiasis caused by the New World screwworm fly *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in cats from Brazil: report of five cases. **Journal of Feline Medicine and Surgery** v. 12, p. 166-168, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.08>.

SOUZA, J.R. et al. Toxicity of some insecticides used in maize crop on *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) immature stages. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 74, n. 2, p. 234-239, 2014. <https://doi.org/10.4067/S0718-58392014000200016>.

SPIESS, R.; SCHOOF, A.; HEINZEL, H. Anatomy of the stomatogastric nervous system associated with the foregut in *Drosophila melanogaster* and *Calliphora vicina* third instar larvae. **Journal of morphology**, v. 269, n. 3, p. 272-282, 2008. <https://doi.org/10.1002/jmor.10581>.

SPRADBURY, J.P. **A Manual for the Diagnosis of Screw-worm Fly**. Department of Agriculture, Fisheries and Forestry - Australia (AFFA). Canberra, Australia, 2002.

STAIGER, S. et al. The permeation barrier of plant cuticles: uptake of active ingredients is limited by very long-chain aliphatic rather than cyclic wax compounds. **Pest Management Science**. v. 75, n. 12, p. 3405-3412, 2019. <https://doi.org/10.1002/ps>.

STARK, J.D.; VARGAS, R.I. Toxicity and hazard assessment of fipronil to *Daphnia pulex*. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 62, n. 1, p. 11-16, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2005.02.011>.

STEVENS, J.R.; WALLMAN, J.F. The evolution of myiasis in humans and other animals in the Old and New Worlds (part I): phylogenetic analyses. **Trends in Parasitology**, v. 22, n. 3, p. 129-136, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2006.01.008>

STRAUSFELD, N. J.; SEYAN, H. S. Convergence of visual, haltere, and prosternal inputs at neck motor neurons of *Calliphora erythrocephala*. **Cell and Tissue Research**, v. 240, p. 601-615, 1985. <https://doi.org/10.1007/BF00216350>.

STRATMAN, K.N. et al. Toxicity of fipronil to the midge, *Cricotopus lebetis* Sublette. **Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A**, v. 76, n. 12, p. 716-722, 2013. <https://doi.org/10.1080/15287394.2013.802266>.

STUART, A.E. et al. Repellent and antifeedant activity of salicylic acid and related compounds against the biting midge, *Culicoides impunctatus* (Diptera: Ceratopogonidae). **Journal of medical entomology**, v. 37, n. 2, p. 222-227, 2000. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-37.2.222>.

SU, H.H. et al. Sublethal effects of Bt toxin and chlorpyrifos on various *Spodoptera exigua* populations. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 157, n. 2, p. 214-219, 2015. <https://doi.org/10.1111/eea.12358>Digital Object Identifier (DOI).

SU, T.; CHENG, M. Cross resistances in spinosad-resistant *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). **Journal of medical entomology**, v. 51, n. 2, p. 428-435, 2014. <https://doi.org/10.1603/ME13207>.

SUBHAGAN, S.R. et al. First report of fipronil resistance in field populations of rice leaf folder, *Cnaphalocrocis medinalis*: insights into biochemical and molecular mechanisms. **Pest Management Science**, v. 81, n. 12, p. 8050-8063, 2025. <https://doi.org/10.1002/ps.70113>.

SUKONTASON, K. L. et al. Morphological observation of puparia of *Chrysomya nigripes* (Diptera: Calliphoridae) from human corpse. **Forensic science international**, v. 161, n. 1, p. 15-19, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2005.10.013>.

SUN, S. et al. Gasterophilus: A Rare Cause of Cutaneous Myiasis in the United States. **Pediatric Dermatology**, 2025. <https://doi.org/10.1111/pde.15929>.

SUKONTASON, K.L. Ommatidia of blow fly, house fly, and flesh fly: implication of their

vision efficiency. **Parasitology Research**. v. 103, p. 123–131, 2008. <https://doi.org/10.1007/s00436-008-0939-y>.

SUKONTASON, K. et al. External morphology of *Chrysomya pinguis* (Walker)(Diptera: Calliphoridae) revealed by scanning electron microscopy. **Micron**, v. 39, n. 2, p. 190-197, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.micron.2007.01.004>.

SZPILA, K. et al. Morphology of the first instar larva of obligatory traumatic myiasis agents (Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae). **Parasitology Research**, v. 113, n. 5, p. 1629–1640, 2014. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-3808-x>.

TANDONNET, S. et al. Molecular basis of resistance to organophosphate insecticides in the New World screw-worm fly. **Parasites and Vectors**, v. 13, n. 1, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04433-3>.

TANG, J. et al. MiR-3017b contributes to metamorphosis by targeting sarco/endoplasmic reticulum Ca²⁺-ATPase in *Tribolium castaneum*. *Insect Molecular Biology*, v. 31, n. 3, p. 286-296, 2022.: <https://doi.org/10.1111/imb.12758>

TANNAHILL, F.H.; COPPEDGE, J.R.; SNOW, J. Screwworm (Diptera: Calliphoridae) myiasis on Curaçao: reinvasion after 20 years. **Journal of Medical Entomology**, v. 17, n. 3, p. 265-267, 1980. <https://doi.org/10.1093/jmedent/17.3.265>.

TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L. **Veterinary Parasitology**. Oxford, Garsington Road – Fourth edition, 2016. 1006 p.

THANASOPONKUL, W. et al. Spent Coffee Grounds and Novaluron Are Toxic to *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) Larvae. **Insects**, v. 14, n. 6, 2023. <https://doi.org/10.3390/insects14060564>.

THOMAS; D.B.; CHEN; A.C. Age Determination in the Adult Screwworm (Diptera: Calliphoridae) by Pteridine Levels. **Journal of Economic Entomology**, v. 82; n. 4, p. 1140–1144. <https://doi.org/10.1093/jee/82.4.1140>.

THOMAS, D.B.; MANGAN, R.L. Oviposition and Wound-Visiting Behavior of the Screwworm Fly *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 82, n. 4, p. 526–534, 1989.

<https://doi.org/10.1093/aesa/82.4.526>.

TIBBLES, L. L. et al. Evaluation of the behavioural response of the flies *Megaselia halterata* and *Lycoriella castanescens* to different mushroom cultivation materials. **Entomologia experimentalis et applicata**, v. 116, n. 2, p. 73-81, 2005. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2005.00272.x>.

TOMINAGA, F.K. et al. Microplastic interference with fipronil toxicity to zebrafish embryonic development. **Microplastics**, v. 3, n. 4, p. 717–729, 2024. <http://doi.org/10.3390/microplastics3040044>.

TORTORIELLO, R. et al. Effectiveness of lotilaner on furuncular myiasis in dogs naturally infested with *Dermatobia hominis* (Diptera: Cuterebridae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 33, n. 3, 2024. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612024054>.

TOWNSEND, C.H.T. A new generic name for the screw-worm fly. **Journal of the Washington Academy of Sciences**, v. 5, n. 20, p. 644-646, 1915. <https://www.jstor.org/stable/24520917>.

TRIUNFO, M. et al. Characterization of chitin and chitosan derived from *Hermetia illucens*, a further step in a circular economy process. **Scientific Reports**. v. 12, 2022. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-10423-5>.

TSAI, Y.; LEIN, P.J. Mechanisms of organophosphate neurotoxicity. **Current Opinion in Toxicology**, v. 26, p. 49-60, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.cotox.2021.04.002>.

UAKHIT, R. et al. First Reported Case of Accidental Gastric Myiasis Caused by *Gasterophilus* Larvae in a Gray Wolf. **Acta Parasitologica**, v. 70, n. 2, 2025. <https://doi.org/10.1007/s11686-025-01012-3>.

UDGAONKAR, U.S. et al. Intestinal myiasis. **Indian Journal of Medical Microbiology**. v. 30, n. 3 p. 332-327, 2012. <https://doi.org/10.4103/0255-0857.99496>.

URSINO, C.A. et al. Enemy of the invader: impact of the native ectoparasite *Philornis* spp. on an invasive bird species, the European starling (*Sturnus vulgaris*). **Biological Invasions**, v. 26, n. 5, p. 1413-1424, 2024. <https://doi.org/10.1007/s10530-024-03256-y>

USHER, C.B. et al. Prophylactic use of ivermectin against cattle myiasis caused by

Cochliomyia hominivorax (Coquerel, 1858). **Veterinary Parasitology**, v. 72, n. 2, p. 215-220, 1997. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00018-6](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00018-6).

VALDEZ-ESPINOZA, U.M. et al. The reemergence of the New World screwworm and its potential distribution in North America. **Scientific Reports**, v. 15, n. 1, 2025. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-04804-9>.

VELASCO, P.H.; CEBALLOS, R.E.; SIFUENTES, J.A. Preliminary report on the screwworm *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel) in Veracruz and Tabasco, Mexico. **Agricultura Tecnica en Mexico**. v. 3, n. 9, p. 336-339, 1990.

VENEGAS-MONTERO, D.P. et al. Case report: Re-emergence of *Cochliomyia hominivorax* in Costa Rica: report of a human myiasis case 23 years after elimination. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 111, n. 5, p. 1020-1023, 2024. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.24-0342>

VERDÚ, J.R. et al. Low doses of ivermectin cause sensory and locomotor disorders in dung beetles. **Scientific reports**, v. 5, n. 1, 2015. <https://doi.org/10.1038/srep13912>.

VERÍSSIMO, C.J. Morte de Ruminantes Devido a Infecção na Orelha Consequência à Miíase Causada por *Cochliomyia hominivorax* (COQUEREL, 1858). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 70, n.2, p.187-189, 2003. <https://doi.org/10.1590/1808-1657v70p1872003>.

VIANA, O.V.R. et al. Economic and production performance of crossbred F1 Nellore and Angus calves infested with *Cochliomyia hominivorax* larvae in Amazonic region, Brazil. **Revista Caderno Pedagógico**. v. 22, n. 5, p. 01-15. 2025. DOI: <https://doi.org/10.54033/cadpedv22n5-095>.

VICENT, J.F.V.; WEGST, U.G.K. Design and mechanical properties of insect cuticle. **Arthropod Structure & Development**. v. 33, n. 3, p. 187-199, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.asd.2004.05.006>.

VICTORIA, J. Myiasis: a successful treatment with topical ivermectin. **International Journal of Dermatology**. v. 38, p. 142–144, 1999. <https://doi.org/10.1046/j.1365-4362.1999.00639.x>.

VILAS-BOAS, S.M. et al. Modeling the Solubility of Monoterpenoids with Hybrid and

Predictive Thermodynamic Tools. **Industrial and Engineering Chemistry Research**, v. 62, n. 12, p. 5326–5335, 2023. <https://doi.org/10.1021/acs.iecr.2c03991>.

VOLONTÉ, M. et al. Comparative analysis of detoxification-related gene superfamilies across five hemipteran species. **BMC Genomics**, v. 23, p. 757, 2022. <http://doi.org/10.1186/s12864-022-08974-y>.

XIONG, T. et al. Interaction of fipronil and the red imported fire ant (*Solenopsis invicta*): toxicity differences and detoxification responses. **Journal of Insect Physiology**, v. 115, p. 20–26, 2019. <http://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2019.03.001>.

XIONG, H. et al. Safety assessment of a new benzoylphenylurea TXH09 and its efficacy against two borers *Ostrinia furnacalis* and *Grapholitha molesta* in field. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 197, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.110591>

XU, H. et al. Age-dependent changes in cuticular hydrocarbons of larvae in *Aldrichina grahami* (Aldrich) (Diptera: Calliphoridae). **Forensic science international**, v. 242, p. 236-241, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2014.07.003>.

XU, Q. Y. et al. Novaluron ingestion causes larval lethality and inhibits chitin content in *Leptinotarsa decemlineata* fourth-instar larvae. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 143, p. 173–180, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2017.07.010>.

XU, Y. et al. CPR63 promotes pyrethroid resistance by increasing cuticle thickness in *Culex pipiens pallens*. **Parasites & vectors**, v. 15, n. 1, p. 54, 2022. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05175-0>

WAKIL, W. et al. Resistance to commonly used insecticides and phosphine fumigant in red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier) in Pakistan. **PLoS One**, v. 13, n. 7, 2018. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0192628>.

WARDHANA, A.H. et al. Larvicidal efficacy of essential oil of betel leaf (*Piper betle*) on the larvae of the old World screwworm fly, *Chrysomya bezziana* *in vitro*. **Indian Journal of Dermatology**, v. 52, n. 1, p. 43-47, 2007. <https://doi.org/10.4103/0019-5154.31924>

WANDJOU, J. G. N. et al. Essential Oils from Cameroonian Aromatic Plants as Effective Insecticides against Mosquitoes, Houseflies, and Moths. **Plants**, v. 11, n. 18, 2022.

<https://doi.org/10.3390/plants11182353>.

WHANG, S.; LI, B.; ZHANG, D. NlCYP4G76 and NlCYP4G115 Modulate Susceptibility to Desiccation and Insecticide Penetration Through Affecting Cuticular Hydrocarbon Biosynthesis in *Nilaparvata lugens* (Hemiptera: Delphacidae). **Frontiers in Physiology**, v. 10, 2019. <https://doi.org/10.3389/fphys.2019.00913>.

WANG, J. et al. Toxicities and synergistic effects of several insecticides against the oriental fruit fly (*Bactrocera dorsalis*). **Journal of Economic Entomology**, v. 106, p. 970–978, 2013. <http://doi.org/10.1603/ec12434>

WANG, B. et al. Cuticle thickening mediates insecticide penetration resistance in *Spodoptera litura*. **Journal of Advanced Research**, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.jare.2025.02.027>.

WANG, Y. et al. Deterrent Effects of Clary Sage Oil and Two Major Constituents against *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Insects**, v. 15, n. 10, p. 733, 2024. <https://doi.org/10.3390/insects15100733>

WAZIR, S.; SHAD, S.A. Development of fipronil resistance, fitness cost, cross-resistance to other insecticides, stability, and risk assessment in *Oxycarenus hyalinipennis* (Costa). **Science of The Total Environment**, v. 803, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150026>

WEDY, B.C.R. et al. Resistance of ivermectin 1% injectable in standard, double and triple doses in calves artificially infested with isolate of *C. hominivorax* and confirmation *in vitro* tests with first (L1), second (L2) and third (L3) instar larvae. **Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics**, v. 46, p. 113-114, 2023. <https://doi.org/10.1111/jvp.13337>.

WENGER, M. J. et al. Early onset of pre-lethal effects of lotilaner (Credelio®) on *Amblyomma americanum* ticks on experimentally infested dogs. **Parasites & Vectors**, v. 14, n. 1, p. 322, 2021. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04817-z>.

WHITE, B.H.; EWER, J. Neural and hormonal control of postecdysial behaviors in insects. **Annual review of entomology**, v. 59, n. 1, p. 363-381, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.isci.2020.100828>

WILLIAMS, H. et al. Fluralaner, a novel isoxazoline, prevents flea (*Ctenocephalides felis*) reproduction *in vitro* and in a simulated home environment. **Parasites & Vectors**, v. 7, n. 1,

2014. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-275>.

WILLIAMS, H. et al. A quantitative evaluation of the extent of fluralaner uptake by ticks (*Ixodes ricinus*, *Ixodes scapularis*) in fluralaner (Bravecto™) treated vs. untreated dogs using the parameters tick weight and coxal index. **Parasites & vectors**, v. 8, n. 1, p. 352, 2015.

WU, S.; HOY, M.A. Cytochrome P450 monooxygenases in arthropods: recent advances and functional characterization. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 133, p. 1–13, 2016. <http://doi.org/10.1016/j.pestbp.2016.01.007>.

WYLIE, C.E. Human exposures to veterinary pharmaceutical products reported to Australia's largest poison information centre. **Clinical Toxicology (Philadelphia, Pa)**. v. 57, n. 10, p. 855-866. 2019. doi: 10.1080/15563650.2019.1572180.

YAN, L. et al. Monophyletic blowflies revealed by phylogenomics. **BMC Biology**, v. 19, n. 230, 2021. <https://doi.org/10.1186/s12915-021-01156-4>.

YANG, J.S. et al. Effects of sublethal doses of chlorpyrifos and chlorfenapyr on the growth, reproduction and detoxification enzymes of *Blattisocius dentriticus* (Acari: Ascidae). **Acta Entomologica Sinica**. v. 63, n. 1, p. 36-45, 2020. <https://doi.org/10.16380/j.kcxb.2020.01.005>.

YANG, C. et al. Occurrence and evolutionary origin of insecticide resistance-conferring mutations in carboxylesterase (MDαE7) in Chinese house fly populations from five provinces. **Acta Parasitologica et Medica Entomologica Sinica**, v. 30, n. 2, p. 88-94, 2023.

YANG, L. et al. A “boring” worm? New World screwworm neuromyiasis in a patient with Darier disease. **JAAD Case Reports**, v. 59, p. 50-52, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.jdcr.2025.02.003>.

ZAHEER, Tean et al. Acaricidal potential and ecotoxicity of metallic nano-pesticides used against the major life stages of hyalomma ticks. **Life**, v. 12, n. 7, p. 977, 2022. <https://doi.org/10.3390/life12070977>.

ZALDIVAR-GOMES, A. et al. Estimation the reinvasion of New World Screwworm (*Cochliomyia hominivorax*) in Central America: The role of animal movement in disease dispersal and control measures. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**. v. 59, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2025.101220>.

ZALUSKI, R. et al. Fipronil promotes motor and behavioral changes in honey bees (*Apis mellifera*) and affects the development of colonies exposed to sublethal doses. **Environmental toxicology and chemistry**, v. 34, n. 5, p. 1062-1069, 2015. <https://doi.org/10.1002/etc.2889>.

ZANG, S. et al. Sublethal effects of fipronil on activities of detoxification enzymes and development in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of Insect Science**, v. 15, p. 143, 2015. <http://doi.org/10.1093/jisesa/iev113>.

ZARRAD, K. et al. Anticholinesterase potential of monoterpenoids on the whitefly *Bemisia tabaci* and their kinetic studies. **Journal of Agricultural Science and Technology**, v. 19, n. 3, p. 643–652, 2017.

ZELEKE, G. et al. *In-vitro* susceptibility and ex-vivo evaluation of macrocyclic lactone endectocides sub-lethal concentrations against *Plasmodium vivax* oocyst development in *Anopheles arabiensis*. **Malaria Journal**, v. 23, n. 1, p. 26, 2024. <https://doi.org/10.1186/s12936-024-04845-x>

ZENI, V. et al. Toxics or lures? Biological and behavioral effects of plant essential oils on tephritidae fruit flies. **Molecules**, v. 26, n. 19, 2021. <https://doi.org/10.3390/molecules26195898>

ZOBAIRY, H. et al. Nasopharyngeal Myiasis in Intensive Care Unit (ICU) Patients: Report of Two Cases. **Iran Journal of Parasitology**. v. 18, n. 1, p. 113–118, 2023. <https://doi.org/10.18502/ijpa.v18i1.12388>

ZHANG, L. et al. Quantitative and qualitative changes of the carboxylesterase associated with beta-cypermethrin resistance in the housefly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). **Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology**, v. 156, n. 1, p. 6-11, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2010.01.011>.

ZHANG, W. et al. The roles of four novel P450 genes in pesticides resistance in *Apis cerana cerana* Fabricius: expression levels and detoxification efficiency. **Frontiers in Genetics**, v. 10, p. 1000, 2019. <http://doi.org/10.3389/fgene.2019.01000>.

ZHANG, X. et al. A study of cuticular hydrocarbons of all life stages in *Sarcophaga peregrina* (Diptera: Sarcophagidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 59, n. 1, p. 108-119, 2022. <https://doi.org/10.1093/jme/tjab172>.

ZHANG, Y. et al. N318L blocks the interaction of fluralaner but not broflanilide or fipronil with the insect GABA receptor *in vivo*. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 72, n. 41, p. 22554-22561, 2024a. [10.1021/acs.jafc.4c06478](https://doi.org/10.1021/acs.jafc.4c06478)

ZHANG, Y. et al. Studies on the embryonic development and larval infection potential of the stomach bot flies, *Gasterophilus pecorum*. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 23, 2024b.

ZHONG, L.K. et al. Design, synthesis, insecticidal activity, and SAR of aryl isoxazoline derivatives containing pyrazole-5-carboxamide motif. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 71, n. 40, p. 14458-14470, 2023. [https://doi: 10.1016/j.jippaw.2024.100917](https://doi.org/10.1016/j.jippaw.2024.100917).

ZHOU, X. et al. Inhibitory Effect of Fluralaner on GABA Receptor Subunit RDL of *Bactrocera dorsalis*. **Insects**, v. 16, n. 5, 2025. <https://doi.org/10.3390/insects16050479>.

ZHU, P. et al. Solubility and solution thermodynamics of thymol in six pure organic solvents. **Journal of Chemical Thermodynamics**, v. 92, p. 198–206, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.jct.2015.09.010>.

ZHU, W. et al. SERCA interacts with chitin synthase and participates in cuticular chitin biogenesis in *Drosophila*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 145, p. 103783, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2022.103783>.