

УДК 619:616.995.7:636.093

DOI: 10.31016/1998-8435-2020-14-2-103-113

Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae): средства и методы борьбы. Обзор

Михаил Алексеевич Левченко, Елена Анатольевна Силиванова

Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений – филиал Федерального государственного бюджетного научного учреждения «Федеральный научный центр – Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К. И. Скрябина и Я. Р. Коваленко Российской академии наук», 117218, Москва, ул. Б. Черемушкинская, 28, e-mail: arsphoeb@mail.ru

Поступила в редакцию: 07.02.2020; принята в печать: 16.03.2020

Аннотация

Цель исследований: провести анализ и обобщение литературных данных об основных средствах и методах защиты животных от осенних жигалок *Stomoxys calcitrans* и снижения их численности.

Материалы и методы. Проведен анализ литературных данных из зарубежных источников за последние 30 лет, описывающих средства и методы контроля численности *S. calcitrans* и способы защиты животных от их нападения.

Результаты и обсуждение. Представлен литературный обзор о средствах и методах контроля численности *S. calcitrans*. Химические средства широко распространены и могут быть использованы для борьбы с предимагинальными стадиями развития мух путем внесения в субстрат или скармливания животным, а также для борьбы со взрослыми насекомыми путем обработки поверхностей или в ловушках. При описании физических методов борьбы уделено внимание ловушкам и различным способам привлечения к ним насекомых. В качестве биологических методов контроля *S. calcitrans* исследователи активно изучают возможности и перспективы применения паразитоидов (например, перепончатокрылых, включающих четыре семейства и около десяти видов), более десяти видов клещей из разных семейств, энтомопатогенных нематод (вид *Heterorhabditis bacteriophora*), грибов и отдельных видов бактерий.

Ключевые слова: осенняя жигалка, зоофильные мухи, кровососущие насекомые, контроль численности мух.

Для цитирования: Левченко М. А., Силиванова Е. А. *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae): средства и методы борьбы. Обзор // Российский паразитологический журнал. 2020. Т. 14. № 2. С. 103–113.

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2020-14-2-103-113>

© Левченко М. А., Силиванова Е. А., 2020

Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae): Means and Methods of Control. Overview

Mikhail A. Levchenko, Elena A. Silivanova

All-Russian Scientific Research Institute of Fundamental and Applied Parasitology of Animals and Plants – a branch of Federal State Budgetary Institution of Science "Federal Scientific Center – All-Russian Scientific Research Institute of Experimental Veterinary Medicine named after K. I. Skryabin and Ya. R. Kovalenko of the Russian Academy of Sciences", 28, B. Cheremushkinskaya st., Moscow, Russia, 117218, e-mail: arsphoeb@mail.ru

Received on: 07.02.2020; accepted for printing on: 16.03.2020

Abstract

The purpose of the research: to analyze and summarize literature data on the main means and methods of protecting animals from stable flies *Stomoxys calcitrans* and to reduce their number.

Materials and methods. The analysis of literature data from foreign sources over the past 30 years describing the means and methods of controlling the numbers of *S. calcitrans* and ways to protect animals from their attack.

Results and discussion. A literature review on the means and methods of controlling the abundance of *S. calcitrans* is presented. Chemicals are widespread and can be used to combat the pre-adult stages of development of flies by introducing them into the substrate or feeding animals, as well as to combat adult insects by treating surfaces or in traps. In the description of physical control methods, attention is paid to traps and various methods of attracting insects to them. As biological control methods for *S. calcitrans*, researchers are actively studying the possibilities and prospects of using parasitoids (for example, Hymenoptera, including four families and about ten species), more than ten species of ticks from different families, entomopathogenic nematodes (a species of *Heterorhabditis bacteriophora*), fungi and individual species bacteria.

Keywords: stable fly (*Stomoxys calcitrans*), zoophilous flies, blood-sucking insects, control of flies' population.

For citation: Levchenko M. A., Silivanova E. A. *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae): Means and Methods of Control. Overview. *Rossiyskiy parazitologicheskiy zhurnal = Russian Journal of Parasitology*. 2020; 14 (2): 103–113.

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2020-14-2-103-113>

Введение

Осенняя жигалка *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) – вид зоофильных мух, являющийся облигатным гематофагом [4, 13]. Имаго *S. calcitrans* питаются кровью теплокровных животных и также могут нападать на людей [13].

Осенняя жигалка известна как фактор распространения возбудителей вирусных и бактериальных болезней сельскохозяйственных животных во всем мире [4, 10]. Причинение вреда осенними жигалками, как и другими кровососущими насекомыми, связано также с их назойливостью, вызывающей беспокойство животных, потерями крови, болью от укусов, токсичностью впрыскиваемой слюны [4]. Животноводческая отрасль может нести значительные экономические потери, связанные с воздействием *S. calcitrans* [65].

Экономическое влияние и риски для здоровья животных и людей обуславливают необходимость контроля численности осенней жигалки. Методы борьбы с мухами подразделяют по способу уничтожения насекомых на химические, биологические, физические. Также сюда следует отнести и профилактические мероприятия, которые направлены на разрыв биологического развития *S. calcitrans* и рекомендованы как эффективный способ борьбы [66].

Обзор патогенов животных (вирусов, бактерий, простейших, гельминтов), в переносе которых может участвовать *S. calcitrans* и методы борьбы с ними приведены в статье Baldacchino et al. [4]. В данном материале приведены дополнительные сведения о средствах и методах, в том числе биологических, которые могут быть использованы для контроля численности *S. calcitrans* с целью защиты животных.

Химические средства борьбы и защиты

В этой группе следует разделить средства на 1) химические вещества, оказывающие влияние на имаго и личинок, и 2) ловушки и приманки с применением химических соединений. Химические средства в форме приманки с содержанием сахарозы в лабораторных опытах показали высокую эффективность против *S. calcitrans* [7].

Борьба с предимагинальными стадиями развития *S. calcitrans* при помощи химических веществ, которыми обрабатывают места откладки яиц и развития мух. Такой способ получил широкое распространение. Например, существуют химические соединения, изменяющие условия среды таким образом, что развитие личинок мух в ней становится невозможным. Установлено, что бура, внесенная в помет цыплят-бройлеров, полностью предотвращала развитие мух [15]. Цианамид кальция (1–2,5% по объему) и би-

сульфат натрия (10%) снижали число мух на 99–100% при добавлении в подстилку. Алкализаторы, цеолит, спонголит не оказывали существенного влияния на развитие жигалок. Добавление цианамиды кальция или бисульфата натрия к подстилке может повысить ее ценность как удобрения, одновременно препятствуя развитию мух.

Обнаружено, что при добавлении гидроксида аммония, фосфата аммония и сульфата аммония в среду для культивирования происходило снижение выживаемости личинок [22]. Эти соединения снижали рН и увеличивали содержание аммония в использованных средах. Бикарбонат аммония не влиял на рН и незначительно увеличивал содержание аммония в среде, увеличивая выживаемость личинок в два раза.

Другой группой химических веществ являются регуляторы развития, которые отрицательно влияют на определенные стадии развития насекомых. Например, пирипроксифен может быть использован как часть интегрированной программы управления численностью мух-жигалок [11]. Новалурон в борьбе с личинками *S. calcitrans* показал 98%-ную и более эффективность и его рекомендовали как объект для разработки программ интегративного пест-менеджмента на животноводческих фермах [40]. Однократное применение гранулированного циромазина в субстрат обеспечивало снижение числа взрослых мух практически на 100% [64] и было эффективно в течение четырех недель [19].

Применение химических веществ животным с кормом. С целью создания в фекалиях животных неблагоприятных условий для развития личинок *S. calcitrans* можно применять химические инсектицидные средства (новалурон, дифлубензурон, цировазин) с кормом [39, 49, 57]. Такой способ регулирования развития *S. calcitrans* может быть эффективным и возможно безопасным. Например, Lohmeyer et al. (2014), оценивая инсектицидный эффект суточной дозированной композиции новалурона (новалурон 0,67% активного ингредиента для крупного рогатого скота) при ежедневном скармливании животным в дозе 0,4 мг/кг массы тела/сутки и 0,6 мг/кг массы тела/сутки в течение 10 сут, отметили 100%-ную эффективность против *S. calcitrans* после второго дня обработки [39]. По данным Ross

et al. (2007) дифлубензурон можно безопасно вводить лошадям перорально в дозе от 0,12 до 0,20 мг/кг массы тела для борьбы с преобладающими стадиями мух *S. calcitrans* [57]. Miller et al. (1996) при анализе содержания циромазина и его метаболита меламина в тканях тела телят, которым ежедневно давали циромазин в дозах 0,1; 0,5 и 1,0 мг/кг веса, показали, что самые высокие остаточные количества (меньше или равные 0,35 ppm) обнаружены в почках [49]. Более низкие остаточные количества этих соединений были обнаружены в почечном жире и печени, а иногда и в круглой мышце. Вылет мух *S. calcitrans* из соломенной подстилки, смешанной с мочой и фекалиями телок, которым давали дифлубензурон, был меньше по сравнению с вылетом мух из подстилки от телок, которым этот препарат не применяли [48].

Борьба с окрыленными *S. calcitrans* при помощи химических средств. Применение перметрина, лямбда-цигалотрина, циперметрина, зета-циперметрина и др. также очень развито, в том числе при помощи обработки тканей [33], путем использования их в ловушках [35] и в ушных бирках для животных с медленным высвобождением [25]. Проводится поиск и возможность использования отдельных семиохимических веществ с молекулярными структурами, указывающими на инсектицидную активность соединений, таких как бета-дамаскон, циклемон А и мелафлер [37], розальва, цитронелла и геранилацетон [46]. Использование диэтилфенилацетамида в качестве репеллента против мух *S. calcitrans* давало максимальное время защиты более 6 ч [53].

Однако, интенсивное использование химических инсектицидных средств может вызывать развитие резистентности у насекомых, в том числе у *S. calcitrans* [14]. Например, оценка фенотипической восприимчивости к дельтаметрину, циперметрину и фоксиму у природной популяции *S. calcitrans* из юго-западной Франции не показала их полную, достаточную (удовлетворительную) восприимчивость [63].

Альтернативные методы борьбы и защиты

Физические методы защиты. Классический, конвенционный подход к борьбе с переносчиками, когда большие участки земли обрабатываются инсектицидами, имеет много недостатков. К ним относятся: загрязнение

окружающей среды, химическая устойчивость целевых видов ко многим широко используемым инсектицидам, отсутствие общественного признания.

Ловушки для удаления, использование визуальных, слуховых и обонятельных аттрактантов для приманки целевых видов в небольшие места, где они погибают, привлекли заслуженное внимание как возможная альтернатива широкому применению химических веществ для борьбы с переносчиками [17]. Например, вакуумная система может стать экономически эффективным способом сокращения популяций паразитических мух в системах производства молочных продуктов на пастбищах без использования инсектицидов [18]. Для уничтожения мух известны и используются электрические ловушки с применением солнечных батарей [55].

Также рекомендуют липкие ловушки Alsynite (модификация Уильямса и модификация Brose) и из фталогеновой синей ткани (ловушки Vavoua и Nzi) [24]. Синие тканевые ловушки имеют практические преимущества перед ловушкой Уильямса. Ловушка Brose, которая является менее дорогой и более простой в использовании для фермеров, кажется адекватной для дополнения других методов борьбы с мухами на острове Реюньон. Применяют новые материалы для улавливания имаго, например Coroplast [8]. При сравнении липких ловушек Coroplast и Alsynite установили, что Coroplast отлавливал больше мух (2384 против 753 на 15 ловушках), а белый Coroplast был наиболее эффективным.

Новые подходы, как вспомогательные средства для физических методов борьбы. Для повышения эффективности различных по своей конструкции ловушек используют привлечение мух за счет изменения световых волн, УФ источников, различного цвета, добавления аттрактантов и др. Испытывают новые конструкции формы и комбинации цвета ткани [8, 24]. В исследованиях Murchie et al. (2018), чтобы проверить, что простой цветовой контраст может повысить эффективность ловушек, белые липкие ловушки были установлены на трех разноцветных фонах (белом, желтом и черном) и размещены в пяти местах на смешанной животноводческой ферме [51]. Белые липкие ловушки на черном фоне улавливали значительно больше *S. calcitrans*, чем

на желтом или белом фоне. Причины притяжения *S. calcitrans* к черно-белому контрасту, скорее всего, связаны с заметностью в окружающей среде, хотя степень, в которой мухи используют эту функцию в качестве сигнала местоположения хозяина или места для усаживания, неизвестна.

С целью снижения стоимости материалов Zhu et al. (2016) были проведены опыты с белыми панельными ловушками, которые поймали в два раза больше мух, чем ловушки из материала Alsynite [71]. При применении приманки, содержащей летучий синтетический навоз, уловы увеличивались в 2–3 раза. Электроретинограммы мух показали сильные пики визуальной чувствительности, возникающие при 330–360 нм, 460–525 и 605–635 нм световых волн. Лабораторное исследование показало, что молодые мухи более чувствительны к белому цвету, в то время как самки предпочитают синий. В условиях поля белые ловушки ловили больше мух, чем узорчатые или сине-черные.

Идентификация стабильных соединений в *vinasse* (побочный продукт перегонки сахарного тростника и этанола) выявила широкий спектр карбоновых кислот, спиртов, фенолов и альдегидов в качестве потенциальных аттрактантов для мух. Эти идентифицированные аттрактанты могут быть использованы для разработки ловушек [60].

В работе Phasuk et al. (2016) исследовали сухой лед, октенол, смесь коровьего навоза и мочи, и комбинацию сухого льда и октенола в качестве аттрактантов для видов *Stomoxys* [54]. Гораздо больше *S. calcitrans* было привлечено к сухому льду или комбинации сухого льда с октенолом, чем к ловушкам без приманки или ловушкам только с октенолом. Число собранных мужских и женских особей *S. calcitrans* значительно различалось в зависимости от типа аттрактанта. Ловушки Vavoua с сухим льдом или с комбинацией сухого льда и октенола были эффективными аттрактантами для *S. calcitrans*.

В качестве аттрактанта в ловушках для отлова *S. calcitrans* используют CO₂ [6], применение которого может также повышать эффективность липких ловушек [32]. В качестве возможных альтернатив углекислому газу для использования в цилиндрических стекловолонных ловушках (Alsynite) рассматривались

сухой лед, октенол, ацетон и смесь октенола, пропилфенола и метилфенола [12]. Сухой лед значительно увеличил число собранных мух на цилиндрических ловушках в 25 раз по сравнению с цилиндрами без нанесения веществ.

Влияние углекислого газа, ацетона и октенола на активность *S. calcitrans* было оценено с использованием активности полета в качестве меры активации [59]. Двуокись углерода и ацетон вызывали значительное увеличение активности, а октенол снижал летную активность мух. Различия в активности также проявлялись в виде различий во времени, прошедшем между посадкой и последующим взлетом: CO₂ и ацетон имели меньшее время, чем соответствующие контроли без запаха, тогда как октенол имел более высокое время, чем контроль. Доля общего числа полетов мух, совершавших посадку на черную цель, была выше в CO₂ и ацетоне, чем в чистом воздухе, но была ниже для октенола.

В опытах Hammack и Hesler (1996) фенилпропаноидные соединения значительно увеличивали отлов *S. calcitrans* с помощью липких ловушек в двух из четырех тестов [26]. Отлов был самым высоким с 3-фенил-1-пропанолом, за которым следовал гидроциннамальдегид (3-фенил-1-пропанол), и более отдаленно – с коричневым спиртом. В ловушке фиксировались оба пола, хотя мужские особи преобладали (2 : 1). 3-фенил-1-пропанол привлек примерно в 16 раз больше мух, чем 3-(4-гидроксифенил), 1-пропанол или контроли. Последние две обработки не отличались друг от друга, но были значительно менее эффективны, чем 3-фенил-1-пропанол, который захватил в 1,2 раза больше самцов, чем самок.

Действие электрических ловушек напрямую зависит от их правильного размещения [34]. При разработке устройств следует учитывать сдерживающий эффект (снижение эффективности) от уже пойманных мух на липкие ловушки [7].

Растительные средства защиты. Одним из направлений в борьбе с *S. calcitrans* является использование эфирных масел из растений, поскольку они продемонстрировали инсектицидную или репеллентную эффективность, многочисленные механизмы действия и низкую токсичность для нецелевых позвоночных организмов [5, 69]. Отмечена репеллентная эффективность против имаго *S. calcitrans* би-

нарных смесей жирных кислот орехового масла *Calophyllum inophyllum* или их сложных эфиров и трех терпеноидов [27]; токсичность для *S. calcitrans* масляных компонентов *Zanthoxylum piperitum* и *Zanthoxylum armatum* и родственных соединений [28], бинарных смесей парового дистиллята перикарпия *Z. piperitum* или масляных компонентов семян *Z. armatum* и орехового масла *C. inophyllum* и их аэрозолей [29]; сдерживание развития преимагинальных стадий *S. calcitrans* микрокапсулами из масла кошачьей мяты catnip oil [70], а также ее репеллентную эффективность против имаго *S. calcitrans* [69].

Биологические методы контроля *S. calcitrans*. В последние десятилетия особое внимание уделяется биологическим методам контроля численности *S. calcitrans*. Эти методы борьбы с мухами являются альтернативой химическим, при этом значительно повышается безопасность для окружающей среды за счет использования естественных врагов *S. calcitrans*.

Из анализа литературы за двадцать семь лет (с 1991 по 2018 гг.) следует, что для борьбы с мухами используют различные паразитоиды, такие как перепончатокрылые, включающие несколько семейств и около десятка видов; жесткокрылые, активно изучаются более десяти видов клещей из разных семейств, энтомопатогенные нематоды (вид *Heterorhabditis bacteriophora*), грибы и отдельные виды бактерий.

Перепончатокрылые (Hymenoptera). Отмечено широкое распространение и определенное воздействие разной степени на *S. calcitrans* паразитоидов отряда Hymenoptera из четырех семейств: Encyrtidae (*Tachinaephagus zealandicus*), Chalcididae (*Dirhinus himalayanus*), Diapriidae (*Trichopria nigra*, *T. painteri* n. sp.) и Pteromalidae (*Spalangia endius* Walker, *S. cameroni* Perkins, *S. nigroaenea* Curtis, *Muscidifurax zaraptor* Kogan and Legner и *Pachycrepoides vindemiae*) [23, 44].

Skovgard и Jespersen (1999) при изучении распространенности перепончатокрылых паразитоидов, поражающих куколки *S. calcitrans*, на свиноводческих и скотоводческих фермах в Дании выделили семь видов птеромалидов (Hymenoptera: Pteromalidae): *S. cameroni* Perkins, *S. nigripes* Curtis, *S. subpunctata* Förster, *M. raptor* Girault & Sanders, *P. vindemiae* (Rondani), *Urolepis rufipes* (Ashmead) и *Nasonia*

vitripennis (Walker) [61]. Виды *S. cameroni* и *M. raptor* были наиболее часто регистрируемыми во всех регионах страны, и на них приходился основной паразитизм на пупариях *S. calcitrans*.

Hogsette et al. (1994) выполнили первое в Венгрии полевое исследование встречаемости и разнообразия паразитической фауны куколок мух на откормочных площадках мясного и молочного скота, на свиноводческих и птицеводческих фермах в северной и центральной частях страны и обнаружили четыре вида *Spalangia* в порядке убывания численности: *S. cameroni* Perkins, *S. endius* Walker, *S. nigroaenea* Curtis и *S. nigra* Latrielle [30]. На куколках *S. calcitrans* также были обнаружены *M. raptor*, *Trichomalopsis* sp. и два вида *Diapriidae* spp. [30, 31].

Четыре паразитоида (*S. nigroaenea*, *S. nigra*, *M. raptor* и *P. vindemiae*) были извлечены из куколок *S. calcitrans* [58]. *S. nigroaenea* был наиболее распространенным паразитическим видом, обнаруженным в домах, сараях для мясного скота, на свалках и мусорных баках, а *P. vindemiae* был самым распространенным видом паразитов в свинарниках Южной Кореи.

В исследованиях, выполненных Jones и Weinzierl (1997) в Иллинойсе (США), *S. nigroaenea* Curtis был наиболее распространенным, составляя приблизительно до 60% паразитоидов, появившихся в пупариях *S. calcitrans*, а *S. endius* Walker был вторым наиболее распространенным паразитоидом, составляя 14,2% [36]. Паразитизм *S. endius* сильно варьировал от года к году и между регионами, а *S. nigra* был более распространен на северо-западе, чем в южно-центральной Иллинойсе. *S. cameroni* Perkins восстанавливался каждый год, но представлял только 3,1%. *Muscidifurax* spp. (*M. raptor* Girault & Sanders и *M. zaraptor* Kogan & Legner) составили 6,8% паразитоидов, извлеченных из мух. Сезонные паттерны паразитизма варьировали от года к году и между регионами, что авторы частично связали с существенными различиями в погоде каждый сезон [36].

В лабораторных биопробах установлено, что *M. raptor*, *S. cameroni*, *S. endius*, *S. nigroaenea*, *S. gemina* и *D. himalayanus* достаточно эффективно используют *S. calcitrans* в качестве хозяев (атакуют, производят потомство и вызывают гибель) [23]. Известно о взаимосвязи между окружающей температурой и параметрами жизненного цикла видов *M. raptor*, *M.*

zaraptor и *M. raptorellus* при использовании в качестве хозяев *S. calcitrans* [43]. Полевые исследования показали, что еженедельное распространение (выпуск) в большом количестве паразитоидов *M. raptor* и *S. nigroaenea* в пределах молочной фермы не привело к уменьшению числа *S. calcitrans* [1]. Согласно этим исследованиям, применение *M. raptor* и *S. nigroaenea* не приводило к значительному увеличению выхода паразитоидов из пупариев мух в тех местах, где паразитоиды были распространены (выпущены), по сравнению с местами, где такого не было сделано.

Способность *S. cameroni* атаковать и паразитировать на куколках *S. calcitrans* и вызывать их высокую смертность проявляется только при определённой плотности популяции хозяина [62]. Также отмечена зависимость эффективности паразитирования от окружающей температуры [9].

В лабораторных опытах установлено, что навоз животных является аттрактантом для видов *Spalangia* и *Muscidifurax*, а привлечение разных видов паразитоидов может зависеть от наличия в нем личинок и куколок мух [44].

В качестве хороших кандидатов для массового выращивания и биологического контроля над мухами также рекомендуются *S. nigroaenea* или *S. endius* как компонент комплексной программы борьбы [2]. Отмечена перспективность использования *Trichomalopsis sarcophagae* Gahan (Hymenoptera: Pteromalidae) как средства биологической борьбы с мухами *S. calcitrans* [21].

Жесткокрылые (Coleoptera). Из насекомых-паразитоидов *S. calcitrans* в литературе описаны виды *Aleochara bilineata* (Coleoptera: Staphylinidae); выявлено их влияние и возможное значение в регуляции численности мух [20].

Клещи. Двенадцать видов клещей из десяти семейств и трех отрядов были выделены у взрослых самок *S. calcitrans*, отобранных в период с июня по сентябрь 1993 г. со скотного двора (n = 839) и свинофермы (n = 542) на северо-западе Англии [47]. Из отряда Prostigmata были описаны представители двух семейств – Eryenidae (*Eryenetes* sp.) и Pygmephoridae (*Pediculaster mesembrinae*), из отряда Astigmata – трех семейств: Saprogllyphidae (*Procalvolia zacheri*), Acaridae (*Acarus farris*) и Anoetidae (*Bonomoia sphaerocerae*, *Myianoetus* sp.),

из отряда Mesostigmata – пяти семейств: Macrochelidae (*Macrocheles muscaedomesticae*, *M. subbadius*), Digamasellidae (*Digamasellus* sp.) Halolaelapidae (*Halolaelaps* sp.), Uropodoidea (*Prodinychus* sp.) и Eviphididae (*Thinoseius* sp.). Средние показатели заражения на этих двух обследованных участках (все виды клещей) за весь период выборки составили 31,6 и 19,8% соответственно.

Хищные клещи семейства Macrochelidae считаются полезными клещами, которых рассматривают в качестве перспективных агентов биологического контроля яиц и личинок мух и других вредных организмов [3]. Оценив показатели хищничества и яйцекладки трех видов клещей *Macrocheles* (*M. embersoni*, *M. muscaedomesticae* и *M. robustulus*) по отношению к трем видам мух, Azevedo et al. (2018) пришли к заключению, что *M. embersoni* является перспективным агентом биологического контроля против *S. calcitrans*. Были описаны три новых вида клещей рода *Macrocheles*, два из которых (*M. bertrandi* sp. nov. и *M. ovoidalis* sp. nov.) были собраны с *S. calcitrans* [52].

Нематоды. В условиях лаборатории подтвержден патогенный потенциал энтомопатогенных нематод (EPN) рода *Heterorhabditis* (*Heterorhabditis bacteriophora*, изолят HP88 и *H. baujardi* изолят LPP7) для предимагинальных стадий *S. calcitrans* [38]. Штамм *H. bacteriophora* HP88 был более патогенен для *S. calcitrans*, поскольку приводил к высокой смертности личинок ($\geq 90\%$) и значительному подавлению выживаемости куколок (на 70–100%) и появления взрослых особей (на 96,7–100%) при всех испытанных концентрациях (25, 50, 100, 150 и 200 EPNs/личинка), в то время как штамм *H. baujardi* LPP7 приводил к 93,3%-ной смертности личинок и 96,7%-ному подавлению появления взрослых особей при наивысшей из испытанных концентраций (200 EPNs/личинка). О более высокой токсичности для личинок *S. calcitrans* штамма *H. bacteriophora* HP88 по сравнению со штаммом *H. baujardi* LPP7 свидетельствуют также значения полулетальной дозы LC50, которые составили 0,36 и 39,85 EPN/личинка соответственно. Совокупность полученных результатов позволила Leal et al. (2017) предположить, что EPNs рода *Heterorhabditis*, изоляты HP88 и LPP7, являются альтернативой для биологического контроля *S. calcitrans* [38].

Грибы. Лабораторные опыты по изучению воздействия энтомопатогенного гриба *Metarhizium anisopliae* на разные стадии предимагинального развития *S. calcitrans* показали, что он обладал губительным действием на яйца, но не влиял на личинки и куколки [50]. Оценивая эффективность грибов *M. anisopliae* (Ma134) в борьбе с *S. calcitrans* в естественных (полевых) условиях Cruz-Vazquez et al. (2015) зафиксировали статистически значимое уменьшение популяции мух с первой недели после применения и увеличение эффекта при последующих применениях [16]. Исследователи также отметили снижение защитного поведения у животных (число ударов и движений хвоста), начиная с первого применения, которое достигало 66% (число ударов) и 70% (движения хвоста) в течение четырех недель.

Lopez-Sanchez et al. (2012) выделили десять изолятов энтомопатогенных грибов с молочных ферм в Мексике [41]. Все исследованные изоляты были патогенными для *S. calcitrans*, однако изоляты *Beauveria bassiana* (Bb114) и *M. anisopliae* (Ma135) были наиболее эффективными, поскольку приводили к 90%-ной и более смертности. Другие исследователи также подтверждали патогенность *B. bassiana* на незрелых стадиях развития мух [67].

Некоторые штаммы энтомопатогенных грибов, вызывающих высокую смертность *S. calcitrans*, имеются в продаже. Например, Met52[®] ЕС, содержащий *M. brunneum*, значительно снижал яйцекладку у *S. calcitrans* [45]. При сравнении препаратов, содержащих штаммы *B. bassiana* или *M. brunneum*, показатели смертности имаго *S. calcitrans* были самыми высокими при тестировании Met52[®] ЕС, а затем Mycotrol[®] O, BotaniGard[®] ES и BalEncE™ [68]. Эти коммерческие биопестициды могут представлять собой важные инструменты в программах комплексного управления мухами.

Бактерии. Другим направлением биологической борьбы может быть использование бактерий [56]. Lysyk et al. (2012) изучена способность пяти изолятов *Bacillus thuringiensis* (Berliner) (изоляты *B. t. tolworthi* 4L3, серотип 9; *B. t. darmstadiensis* 4M1, серотип 10a10b; *B. t. thompsoni* 4O1, серотип 12; *B. t. thuringiensis* HD2, серотип 1; *B. t. kurstaki* HD945, серотип 3a3b3c) вызывать смертность у взрослых мух *S. calcitrans* при скормливании с сахаром, кровью или смесью сахара и крови [42]. Изолят *B. thuringiensis*

tolworthi 4L3 не влиял на смертность мух независимо от питательного субстрата. Остальные изоляты имели тенденцию вызывать наибольшую смертность при скормливании только с кровью. Изолят *B. t. thompsoni* 4O1 был единственным изолятом, который вызывал смертность при скормливании с кровью в концентрациях от 0,21 до 50,0 г белка/мл крови.

Заключение

Анализ литературных данных по борьбе с этими мухами показал, что предложены более безопасные средства и методы борьбы, такие как вещества растительного происхождения и физические методы борьбы, в основном в виде различных ловушек с применением разных материалов. Особое внимание исследователи уделяют естественным приемам как дополнительным подходам в борьбе с *S. calcitrans*, а именно использованию определенного цвета и запаха в ловушках. На наш взгляд, другим не менее интересным и перспективным направлением борьбы является использование насекомых и клещей как естественных врагов *S. calcitrans*, а также применения грибов и бактерий.

Работа выполнена в рамках программы фундаментальных научных исследований РАН (тема «Разработка средств дезинсекции объектов ветеринарного надзора»).

Литература / References

1. Andress E. R., Campbell J. B. Inundative releases of pteromalid parasitoids (Hymenoptera, Pteromalidae) for the control of stable flies, *Stomoxys calcitrans* (Diptera, Muscidae) at confined cattle installations in west Central Nebraska. *Journal of Economic Entomology*. 1994; 87 (3): 714–722. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/87.3.714>
2. Avila-Rodriguez V., Martinez-Lopez R., Nava-Camberos U. et al. Pupal Parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) of Filth-Breeding Flies (Diptera: Muscidae) of Dairy Stables of Jalisco, Mexico. *Southwestern Entomologist*. 2015; 40 (1): 141–149. DOI: <https://doi.org/10.1093/jmedent/34.1.82>
3. Azevedo L. H., Ferreira M. P., Castilho R. C. et al. Potential of Macrocheles species (Acari: Mesostigmata: Macrochelidae) as control agents of harmful flies (Diptera) and biology of *Macrocheles embersoni* Azevedo, Castilho and Berto on *Stomoxys calcitrans* (L.) and *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). *Biological Control*. 2018; 123: 1–8. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.04.013>
4. Baldacchino F., Muenworn V., Desquesnes M. et al. Transmission of pathogens by *Stomoxys* flies (Diptera, Muscidae): a review. *Parasite*. 2013; 20: 26. DOI: <https://doi.org/10.1051/parasite/2013026>
5. Benelli G., Pavela R. Beyond mosquitoes – Essential oil toxicity and repellency against bloodsucking insects. *Industrial Crops and Products*. 2018; 117: 382–392. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.02.072>
6. Beresford D. V., Sutcliffe J. E. Male stable fly (*Stomoxys calcitrans*) response to CO₂ changes with age: evidence from wind tunnel experiments and field collections. *Journal of Vector Ecology*. 2008; 33 (2): 247–254. DOI: <https://doi.org/10.3376/1081-1710-33.2.247>
7. Beresford D.V., Sutcliffe J.F. Evidence for Sticky-Trap Avoidance by Stable Fly, *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae), in Response to Trapped Flies. *Journal of the American Mosquito Control Association*. 2017; 33 (3): 250–252. DOI: <https://doi.org/10.2987/17-6651r.1>
8. Beresford D.V., Sutcliffe J.F. Studies on the effectiveness of Coroplast sticky traps for sampling stable flies (Diptera: Muscidae), including a comparison to Alsynite. *Journal of Economic Entomology*. 2006; 99 (3): 1025–1035. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/99.3.1025>
9. Birkemoe T., Soleng A., Aak A. Biological control of *Musca domestica* and *Stomoxys calcitrans* by mass releases of the parasitoid *Spalangia cameroni* on two Norwegian pig farms. *Biocontrol*. 2009; 54 (3): 425–436. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-008-9190-9>
10. Bittencourt A. J., de Castro B. G. *Stomoxys calcitrans* parasitism associated with cattle diseases in Espirito Santo do Pinhal, Rio Paulo, Brazil. *Annals of The New York Academy of Sciences*. 2004; 1026: 219–221. DOI: <https://doi.org/10.1196/annals.1307.033>
11. Bull D. L., Meola R. W. Interactions of the insect growth-regulator pyriproxyfen with immature and adult stages of the stable fly. *Southwestern Entomologist*. 1994; 19 (3): 257–263.
12. Cilek J. E. Evaluation of various substances to increase adult *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) collections on Alsynite cylinder traps in north Florida. *Journal of Medical Entomology*. 1999; 36 (5): 605–609. DOI: <https://doi.org/10.1093/jmedent/36.5.605>
13. Cilek J. E. Stable Fly, *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). In: *Encyclopedia of Entomology*. Springer, Dordrecht. 2004. Pp. 2094–2097. https://doi.org/10.1007/0-306-48380-7_4054

14. Cilek J. E., Greene G. L. Stable Fly (Diptera, Muscidae) Insecticide Resistance in Kansas Cattle Feedlots. *Journal of Economic Entomology*. 1994; 87 (2): 275–279. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/87.2.275>
15. Cook D. F., Jenkins S. N., Abbott L. K. et al. Amending Poultry Broiler Litter to Prevent the Development of Stable Fly, *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) and Other Nuisance Flies. *Journal of Economic Entomology*. 2018; 111 (6): 2966–2973. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/toy277>
16. Cruz-Vazquez C., Carvajal Marquez J., Lezama-Gutierrez R. et al. Efficacy of the entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* in the control of infestation by stable flies *Stomoxys calcitrans* (L.), under natural infestation conditions. *Veterinary Parasitology*. 2015; 212 (3–4): 350–355. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.07.003>
17. Day J. F., Sjogren R. D. Vector Control by Removal Trapping. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 1994; 50 (6): 126–133. DOI: <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1994.50.126>
18. Denning S. S., Washburn S. P., Watson D. W. Development of a novel walk-through fly trap for the control of horn flies and other pests on pastured dairy cows. *Journal of Dairy Science*. 2014; 97 (7): 4624–4631. DOI: <https://doi.org/10.3168/jds.2013-7872>
19. Donahue W. A. Jr., Showler A. T., Donahue M. W. et al. Lethal Effects of the Insect Growth Regulator Cyromazine Against Three Species of Filth Flies, *Musca domestica*, *Stomoxys calcitrans*, and *Fannia canicularis* (Diptera: Muscidae) in Cattle, Swine, and Chicken Manure. *Journal of Economic Entomology*. 2017; 110 (2): 776–782. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/tow294>
20. Ferreira de Almeida M. A., Pires do Prado A. Aleochara spp. (Coleoptera: Staphylinidae) and Pupal Parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) Attacking Symbovine Fly Pupae (Diptera: Muscidae, Sarcophagidae and Otitidae) in Southeastern Brazil. *Biological Control*. 1999; 14 (2): 77–83. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.1998.0671>
21. Floate K. D. Field trials of *Trichomalopsis sarcophagae* (Hymenoptera: Pteromalidae) in cattle feedlots: a potential biocontrol agent of filth flies (Diptera: Muscidae). *Canadian Entomologist*. 2003; 135 (4): 599–608. DOI: <https://doi.org/10.4039/n02-093>
22. Friesen K., Berkebile D. R., Zhu J. J. et al. Augmenting Laboratory Rearing of Stable Fly (Diptera: Muscidae) Larvae with Ammoniacal Salts. *Journal of Insect Science*. 2017; 17: 21. DOI: <https://doi.org/10.1093/jisesa/iew119>
23. Geden C. J., Moon R. D., Butler J. F. Host ranges of six solitary filth fly parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae, Chalcididae) from Florida, Eurasia, Morocco, and Brazil. *Environmental Entomology*. 2006; 35 (2): 405–412. DOI: <https://doi.org/10.1603/0046-225x-35.2.405>
24. Gilles J., David J. -F., Duvallet G. et al. Efficiency of traps for *Stomoxys calcitrans* and *Stomoxys niger niger* on Reunion Island. *Medical and Veterinary Entomology*. 2007; 21 (1): 65–69. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2006.00658.x>
25. Guglielmone A.A., Volpogni M.M., Quaino O.R. et al. Abundance of stable flies on heifers treated for control of horn flies with organophosphate impregnated ear tags. *Medical and Veterinary Entomology*. 2004; 18 (1): 10–13. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.0269-283x.2004.0466.x>
26. Hammack L., Hesler L. S. Phenylpropanoids as attractants for adult *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*. 1996; 33 (5): 859–862.
27. Hieu T. T., Choi W. S., Kim S. I., Wang M., Ahn Y. J. Enhanced repellency of binary mixtures of *Calophyllum inophyllum* nut oil fatty acids or their esters and three terpenoids to *Stomoxys calcitrans*. *Pest Management Science*. 2015; 71 (9): 1213–1218.
28. Hieu T.T., Kim S.-I., Ahn Y.-J. Toxicity of *Zanthoxylum piperitum* and *Zanthoxylum armatum* Oil Constituents and Related Compounds to *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*. 2012; 49 (5): 1084–1091.
29. Hieu T. T., Kim S. I., Kwon H. W. et al. Enhanced repellency of binary mixtures of *Zanthoxylum piperitum* pericarp steam distillate or *Zanthoxylum armatum* seed oil constituents and *Calophyllum inophyllum* nut oil and their aerosols to *Stomoxys calcitrans*. *Pest Management Science*. 2010; 66 (11): 1191–1198.
30. Hogsette J. A., Farkas R., Coler R. R. Hymenopteran Pupal Parasites Recovered from House-Fly and Stable Fly (Diptera, Muscidae) Pupae Collected on Livestock and Poultry Facilities in Northern and Central Hungary. *Environmental Entomology*. 1994; 23 (3): 778–781.
31. Hogsette J. A., Farkas R., Thuróczy C. Hymenopteran Pupal Parasitoids Recovered from House Fly and Stable Fly (Diptera: Muscidae) Pupae Collected on Livestock Facilities in Southern and Eastern Hungary. *Environmental*

- Entomology*. 2001; 30 (1): 107–111. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-30.1.107>
32. Hogsette J. A., Kline D. L. The Knight Stick Trap and Knight Stick Sticky Wraps: New Tools for Stable Fly (Diptera: Muscidae) Management. *Journal of Economic Entomology*. 2017; 110 (3): 1384–1389.
 33. Hogsette J. A., Nalli A., Foil L. D. Evaluation of different insecticides and fabric types for development of treated targets for stable fly (Diptera: Muscidae) control. *Journal of Economic Entomology*. 2008; 101 (3): 1034–1038.
 34. Hogsette J. A., Ose G. A. Improved capture of stable flies (Diptera: Muscidae) by placement of knight stick sticky fly traps protected by electric fence inside animal exhibit yards at the Smithsonian's National Zoological Park. *Zoo Biology*. 2017; 36 (6): 382–386.
 35. Hogsette J. A., Ruff J. P. Permethrin-impregnated yarn: Longevity of efficacy and potential use on cylindrical fiberglass stable fly (Diptera: Muscidae) traps. *Journal of Economic Entomology*. 1996; 89 (6): 1521–1525.
 36. Jones C. J., Weinzierl R. A. Geographical and temporal variation in pteromalid (Hymenoptera: Pteromalidae) parasitism of stable fly and house fly (Diptera: Muscidae) pupae collected from Illinois cattle feedlots. *Environmental Entomology*. 1997; 26 (2): 421–432.
 37. Kaufman P. E., Mann R. S., Butler J. F. Insecticidal potency of novel compounds on multiple insect species of medical and veterinary importance. *Pest Management Science*. 2011; 67 (1): 26–35.
 38. Leal L. C. S. R., Monteiro C. M. O., Mendonça A. É., Bittencourt V. R. E. P., Bittencourt A. J. Potential of entomopathogenic nematodes of the genus *Heterorhabditis* for the control of *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 2017; 26 (4): 451–456.
 39. Lohmeyer K. H., Pound J. M., Yeater K. M. et al. Efficacy of Novaluron as a Feed-Through for Control of Immature Horn Flies, House Flies, and Stable Flies (Diptera: Muscidae) Developing in Cow Manure. *Journal of Medical Entomology*. 2014; 51 (4): 873–877.
 40. Lohmeyer K. H., Pound J. M. Laboratory Evaluation of Novaluron as a Development Site Treatment for Controlling Larval Horn Flies, House Flies, and Stable Flies (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*. 2012; 49 (3): 647–651.
 41. Lopez-Sanchez J., Cruz-Vazquez C., Lezama-Gutierrez R. et al. Effect of entomopathogenic fungi upon adults of *Stomoxys calcitrans* and *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Biocontrol Science and Technology*. 2012; 22 (8): 969–973.
 42. Lysyk T. J., Kalischuk-Tymensen L. D., Selinger L. B. Mortality of Adult *Stomoxys calcitrans* Fed Isolates of *Bacillus thuringiensis*. *Journal of Economic Entomology*. 2012; 105 (5): 1863–1870.
 43. Lysyk T. J. Relationships between temperature and life history parameters of *Muscidifurax zaraptor* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Environmental Entomology*. 2001; 30 (1): 147–156. <https://doi.org/10.1603/0046-225x-30.1.147>
 44. Machtinger E. T., Geden C. J. Comparison of the Olfactory Preferences of Four of Filth Fly Pupal Parasitoid Species (Hymenoptera: Pteromalidae) for Hosts in Equine and Bovine Manure. *Environmental Entomology*. 2015; 44 (5): 1417–1424.
 45. Machtinger E. T., Weeks E. N. I., Geden C. J. Oviposition Deterrence and Immature Survival of Filth Flies (Diptera: Muscidae) When Exposed to Commercial Fungal Products. *Journal of Insect Science*. 2016; 16: 54.
 46. Mann R. S., Kaufman P. E., Butler J. F. Evaluation of semiochemical toxicity to houseflies and stable flies (Diptera: Muscidae). *Pest Management Science*. 2010; 66 (8): 816–824.
 47. McGarry J. W., Baker A. S. Observations on the mite fauna associated with adult *Stomoxys calcitrans* in the UK. *Medical and Veterinary Entomology*. 1997; 11 (2): 159–164.
 48. Miller R. W. Inhibition of House-Flies and Stable Flies (Diptera, Muscidae) in Field-Spread Dairy Bedding from Cattle Treated with Diflubenzuron Boluses. *Journal of Economic Entomology*. 1994; 87 (2): 402–404.
 49. Miller R. W., Schmidtman E. T., Wauchope R. D. et al. Urine delivery of cyromazine for suppressing house and stable flies (Diptera: Muscidae) in outdoor dairy calf hutches. *Journal of Economic Entomology*. 1996; 89 (3): 689–694.
 50. Moraes A. P. R., Angelo I. C., Fernandes E. K. K. et al. Virulence of *Metarhizium anisopliae* to Eggs and Immature Stages of *Stomoxys calcitrans*. *Book Series: Annals of the New York Academy of Sciences*. 2008; 1149: 384–387.
 51. Murchie A. K., Hall C. E., Gordon A. W. et al. Black Border Increases *Stomoxys calcitrans* Catch on White Sticky Traps. *Insects*. 2018; 9 (1): 13.
 52. Niogret J., Nicot A. Combined approach using morphology and ITS-sequences for description of three new species of *Macrocheles* (Acari: Macrochelidae). *Zootaxa*. 2008; 1873: 39–49. DOI: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1873.1.4>

53. Parashar B. D., Gupta G. P., Sikder N. et al. Diethylphenylacetamide – a New Insect Repellent Against Stable Fly, *Stomoxys Calcitrans*. *Medical and Veterinary Entomology*. 1993; 7 (3): 259–262. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1993.tb00685.x>
54. Phasuk J., Prabaripai A., Chareonviriyaphap T. A Comparison of Attractants for Sampling *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) on Dairy Farms in Saraburi Province, Thailand. *Journal of Economic Entomology*. 2016; 109 (2): 942–946.
55. Pickens L. G., Mills G. D. Solar-Powered Electrocuting Trap for Controlling House-Flies and Stable Flies (Diptera, Muscidae). *Journal of Medical Entomology*. 1993; 30 (5): 872–877. DOI: <https://doi.org/10.1093/jmedent/30.5.872>
56. Romero A., Broce A., Zurek L. Role of bacteria in the oviposition behaviour and larval development of stable flies. *Medical and Veterinary Entomology*. 2006; 20 (1): 115–121. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2006.00602.x>
57. Ross D. H., Heird C., Byrd J. W. Safety of elevated dosages of a 0.24% diflubenzuron pellet administered orally to horses. *Veterinary Therapeutics*. 2007; 8 (1): 61–76.
58. Rueda L. M., Roh P. U., Ryu J. L. Pupal parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) of filth flies (Diptera: Muscidae, Calliphoridae) breeding in refuse and poultry and livestock manure in South Korea. *Journal of Medical Entomology*. 1997; 34 (1): 82–85. DOI: <https://doi.org/10.1093/jmedent/34.1.82>
59. Schofield S., Witty C., Brady J. Effects of carbon dioxide, acetone and 1-octen-3-ol on the activity of the stable fly, *Stomoxys calcitrans*. *Physiological Entomology*. 1997; 22 (3): 256–260.
60. Serra N. S. J., Goulart H. F., Triana M. F. et al. Identification of stable fly attractant compounds in vinasse, a byproduct of sugarcane-ethanol distillation. *Medical and Veterinary Entomology*. 2017; 31 (4): 381–391.
61. Skovgard H., Jespersen J. B. Activity and relative abundance of hymenopterous parasitoids that attack puparia of *Musca domestica* and *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) on confined pig and cattle farms in Denmark. *Bulletin of Entomological Research*. 1999; 89 (3): 263–269.
62. Skovgard H., Nachman G. Biological control of house flies *Musca domestica* and stable flies *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) by means of inundative releases of *Spalangia cameroni* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Bulletin of Entomological Research*. 2004; 94 (6): 555–567.
63. Tainchum K., Shukri S., Duvallet G. et al. Phenotypic susceptibility to pyrethroids and organophosphate of wild *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) populations in southwestern France. *Parasitology Research*. 2018; 117 (12): 4027–4032. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6109-y>
64. Taylor D. B., Friesen K., Zhu J. J. et al. Efficacy of Cyromazine to Control Immature Stable Flies (Diptera: Muscidae) Developing in Winter Hay Feeding Sites. *Journal of Economic Entomology*. 2012; 105 (2): 726–731.
65. Taylor D. B., Moon R. D., Mark D. R. Economic Impact of Stable Flies (Diptera: Muscidae) on Dairy and Beef Cattle Production. *Journal of Medical Entomology*. 2012; 49 (1): 198–209. DOI: <https://doi.org/10.1603/me10050>
66. Thomas G. D., Skoda S. R., Berkebile D. R. et al. Scheduled sanitation to reduce stable fly (Diptera: Muscidae) populations in beef cattle feedlots. *Journal of Economic Entomology*. 1996; 89 (2): 411–414. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/89.2.411>
67. Watson D. W., Geden C. J., Long S. J. et al. Efficacy of *Beauveria-Bassiana* for Controlling the House-Fly and Stable Fly (Diptera: Muscidae). *Biological Control*. 1995; 5 (3): 405–411. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.1995.1048>
68. Weeks E. N. I., Machtiger E. T., Gezan S. A. et al. Effects of four commercial fungal formulations on mortality and sporulation in house flies (*Musca domestica*) and stable flies (*Stomoxys calcitrans*). *Medical and Veterinary Entomology*. 2017; 31 (1): 15–22. DOI: <https://doi.org/10.1111/mve.12201>
69. Zhu J. J., Dunlap C. A., Behle R. W. et al. Repellency of a Wax-Based Catnip-Oil Formulation against Stable Flies. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 2010; 58 (23): 12320–12326. DOI: <https://doi.org/10.1021/jf102811k>
70. Zhu J. J., Wienhold B. J., Wehrle J. et al. Efficacy and longevity of newly developed catnip oil microcapsules against stable fly oviposition and larval growth. *Medical and Veterinary Entomology*. 2014; 28 (2): 222–227. DOI: <https://doi.org/10.1111/mve.12029>
71. Zhu J. J., Zhang Q.-he, Taylor D. B. et al. Visual and olfactory enhancement of stable fly trapping. *Pest Management Science*. 2016; 72 (9): 1765–1771. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.4207>