

УДК 619:595.772:616.995.7

DOI: 10.31016/1998-8435-2020-14-3-40-52

Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae): ветеринарное значение. Обзор

Михаил Алексеевич Левченко, Елена Анатольевна Силиванова *

Всероссийский научно-исследовательский институт ветеринарной энтомологии и арахнологии – филиал Федерального государственного бюджетного учреждения науки Федерального исследовательского центра Тюменского научного центра Сибирского отделения Российской академии наук, Россия, г. Тюмень, 625041, ул. Институтская, 2, e-mail: levchenko-m-a@mail.ru; 11eas@vniivea.ru

Поступила в редакцию: 07.02.2020; принята в печать: 01.07.2020

Аннотация

Цель исследований: анализ и обобщение литературных данных об участии осенней жигалки *Stomoxys calcitrans* в распространении возбудителей заболеваний сельскохозяйственных животных.

Материалы и методы. Проведен анализ литературных данных из зарубежных источников за последние 30 лет, проиндексированных в базах PubMed, Crossref, Web of Science и Scopus, о *S. calcitrans* как потенциальном переносчике возбудителей болезней сельскохозяйственных животных.

Результаты и обсуждение. Приведен литературный обзор по оценке экономического влияния осенней жигалки *S. calcitrans* на животноводство, а также о возможном участии имаго *S. calcitrans* в передаче вирусов, бактерий, простейших и гельминтов, которые являются возбудителями болезней животных.

Ключевые слова: осенняя жигалка; зоофильные мухи; кровососущие мухи; патогены; экономический ущерб

Прозрачность финансовой деятельности: Никто из авторов не имеет финансовой заинтересованности в представленных материалах или методах

Конфликт интересов отсутствует

Для цитирования: Левченко М. А., Силиванова Е. А. *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae): ветеринарное значение. Обзор // Российский паразитологический журнал. 2020. Т. 14. № 3. С. 40–52.

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2020-14-3-40-52>

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

* В предыдущем номере журнала (№ 2) допущена ошибка по адресу авторов статьи.

Правильный адрес: Всероссийский научно-исследовательский институт ветеринарной энтомологии и арахнологии – филиал Федерального государственного бюджетного учреждения науки Федерального исследовательского центра Тюменского научного центра Сибирского отделения Российской академии наук, Россия, г. Тюмень, 625041, ул. Институтская, 2.



Контент доступен под лицензией Creative Commons Attribution 4.0 License.
The content is available under Creative Commons Attribution 4.0 License.

Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae): Value for Veterinary Medicine. Review

Mikhail A. Levchenko, Elena A. Silivanova

All-Russian Science Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of the Federal State Budgetary Institution of Science “Federal Research Center “Tyumen Scientific Center of the Siberian Branch of the Russian Academy of Sciences”, 2 Institutskaya st., Tyumen, 625041, Russia,
e-mail: levchenko-m-a@mail.ru; 11eas@vniivea.ru

Received on: 07.02.2020; accepted for printing on: 01.07.2020

Abstract

The purpose of the research is analysis and compilation of literature data on involvement of the stable fly *Stomoxys calcitrans* in the spread of livestock animal pathogens.

Materials and methods. We have analyzed literature data from foreign sources over the past 30 years, which are indexed in the PubMed, Crossref, Web of Science and Scopus databases, about *S. calcitrans* as a potential vector of livestock animal pathogens.

Results and discussion. A literature review is presented on assessment of economic impact by the stable fly *S. calcitrans* on animal husbandry, as well as possible involvement of the *S. calcitrans* imago in the transmission of viruses, bacteria, protozoa and helminths which are animal pathogens.

Keywords: stable fly; zoophilous flies; blood-sucking flies; pathogens; economic damage

Financial Disclosure: No author has a financial or property interest in any material or method mentioned

There is no conflict of interests

For citation: Levchenko M. A., Silivanova E. A. *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae): Value for Veterinary Medicine. Review. *Rossiyskiy parazitologicheskiy zhurnal = Russian Journal of Parasitology*. 2020; 14 (3): 40–52. (In Russ.).

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2020-14-3-40-52>

Введение

Осенняя жигалка *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) является одним из основных видов зоофильных мух, обитающих в животноводческих и птицеводческих хозяйствах на территории нашей страны и за рубежом [2, 5–7, 10, 31, 48]. По данным российских авторов, доля имаго осенних жигалок в популяции зоофильных мух на животноводческих объектах может варьировать от 1,2 до 13% [1, 4, 6].

В последние несколько десятилетий на пастбищах отмечают вспышки численности *S. calcitrans*, что связано с отходами, накопленными в результате кормления животных в зимний период, разведением крупномасштабных сельскохозяйственных культур вблизи мест содержания крупного рогатого скота, и/или непреднамеренным использованием органических удобрений [8, 16, 23, 29].

В условиях фермы, преодолевая расстояния в несколько сотен метров, *S. calcitrans* является важным фактором в механической передаче микроорганизмов [38].

При нападении *S. calcitrans* на теплокровных и питании их кровью у животных от их укусов возникает усиление защитных реакций, например, таких как изменение уровня кортизола в крови, развитие периваскулярного и интерстициального дерматита с одновременным увеличением нейтрофилов и моноцитов в крови, которые связаны со специфическим воспалительным ответом, снижение среднесуточных приростов и изменение поведенческих реакций в виде стресса и тревоги, в том числе ухудшение пищевого поведения у коров [15, 18, 24, 25, 67].

Изучение жизнедеятельности *S. calcitrans* в условиях животноводческих ферм и мест

выпаса животных может помочь контролировать их численность, а также передачу этими насекомыми патогенных агентов [36, 41, 58].

Материал, касающийся ветеринарного значения *S. calcitrans* и методов борьбы с ними, был ранее приведен в обзорной статье Baldacchino et al., 2013 [7]. В нашей статье мы приводим дополнительные сведения об опасности и вреде для животных, связанном со *S. calcitrans*.

Экономические потери

Многие фермеры по разведению сельскохозяйственных животных несут убытки от нападения *S. calcitrans* в виде потери продуктивности и снижения качества продукции [12–14]. Так, у свиней при нападении мух *S. calcitrans* отмечают снижение прироста живой массы на 1,2–2,4% [46]. При оценке экономического воздействия от этих насекомых в Мексике были подсчитаны ежегодные потери продуктивности крупного рогатого скота, которые составили 6,78 млн. долларов США [56], а в Бразилии такие потери составили 340 млн. долларов США [32]. В 2005–2009 гг. в США средний ежемесячный уровень национальных потерь, связанных с *S. calcitrans*, оценен в 360 млн. долларов у молочного скота, 358 млн. долларов для телят, 1268 млн. долларов для крупного рогатого скота на пастбищах и 226 млн. долларов для крупного рогатого скота на откорме, а общее отрицательное влияние на животноводство США составило 2211 млн. долларов в год [65].

Передача патогенов

Опасность и вред, наносимый *S. calcitrans* животноводству, нельзя недооценивать. В процессе их жизнедеятельности возможна передача различных патогенов (вирусов, грибов, бактерий и др.) среди животных и людей [7, 11, 28]. Мухи *S. calcitrans* могут быть потенциальными распространителями патогенных агентов у крупного рогатого скота [22], лошадей, свиней и других животных [7]. В табл. 1 перечислены патогены (вирусы, бактерии, риккетсии, простейшие, микоплазмы и др.), возможность передачи которых описана в литературных источниках.

Вирусы

По сведениям Saegerman et al. (2018) риск появления кожно-узелковой болезни, или нодулярного дерматита, (Lumpy

skin disease – LSD), который вызывает ДНК-содержащий вирус из семейства *Poxviridae* и рода *Capripoxvirus*, во Франции связан с импортом переносчиков, в том числе *S. calcitrans* в грузовиках для животных [57]. Нодулярный дерматит крупного рогатого скота – это высоко контагиозное заболевание, которое приводит к значительным экономическим потерям [42]. В 2014 г. оно было впервые зарегистрировано в Европейском союзе (на Кипре), затем о нем сообщили в 2015 г. (в Греции), и в 2016 г. оно распространилось по балканским странам. Косвенная передача вируса преобладает на небольших расстояниях, но передача между отдаленными стадами и между странами обычно происходит в результате перемещения зараженного скота или переносчиков, в том числе *S. calcitrans*, обнаруживаемых главным образом в грузовиках для животных [57]. Также подтверждено, что *S. calcitrans* является потенциальным переносчиком данного заболевания, в том числе на молочных фермах [37, 40]. Эту болезнь описывали ранее Yeruham et al. (1995), когда 14 из 17 молочных стад в израильской деревне Педуим заразились массовой инфекцией [68]. По наблюдениям авторов, болезнь проявлялась бугристыми кожными образованиями в течение 37 сут в августе и сентябре 1989 г. Эти же авторы косвенно свидетельствовали о том, что исходная инфекция была доставлена в Педуим и распространена *S. calcitrans* [68].

При участии *S. calcitrans* также возможна передача и вируса африканской чумы свиней (African swine fever virus – ASFV). Согласно Olesen et al., 2018 [44, 45] наличие инфекционного ASFV у этих мух после кормления вирусемической кровью означает, что такие мухи способны переносить инфекционный вирус. В работе Власова и соавт. (2019) также подтверждено сохранение вируса в организме осенних жигалок и показана возможность заражения свиней при внутримышечном введении им суспензии мух, кормившихся вирусосодержащей кровью [3].

При изучении возможности передачи вируса репродуктивно-респираторного синдрома свиней (Porcine reproductive and respiratory syndrome virus – PRRSV) Rochon et al. (2011) пришли к заключению, что объем крови, содержащийся в закрытых частях рта *S. calcitrans* во время кормления кровью, является недо-

Таблица 1

Патогены животных, возможным переносчиком которых может являться *S. calcitrans*

Инфекционный агент		Данные о передаче	Источник литературы
Вирусы	Вирус кожно-узелковой болезни (lumpy skin disease virus – LSDV)	Экспериментальные данные положительные	[37, 40, 57, 68]
	Вирус африканской чумы свиней (African swine fever virus – ASFV)	Экспериментальные данные положительные	[44, 45]
	Вирус репродуктивно-респираторного синдрома свиней (porcine reproductive and respiratory syndrome virus – PRRSV)	Экспериментальные данные отрицательные	[53, 54]
	Вирус бычьей папилломы (Bovine papillomavirus – BPV)	Экспериментальные данные положительные	[26, 34]
	Вирус диареи крупного рогатого скота (Bovine viral diarrhoea virus – BVDV)	Экспериментальные данные положительные	[64]
Бактерии	<i>Escherichia coli</i>	Экспериментальные данные положительные и отрицательные	[19, 20, 21, 50, 51, 52]
	<i>Campylobacter</i>	Экспериментальные данные положительные	[33, 63]
	<i>Mycobacterium</i>	Экспериментальные данные положительные	[27]
Риккетсии	<i>Anaplasma marginale</i>	Экспериментальные данные положительные	[9]
	<i>Theileria Babesia</i>	Экспериментальные данные положительные	[17]
Микоплазмы	<i>Mycoplasma (E.) wenyonii</i>	Экспериментальные данные положительные	[35]
	<i>Eperythrozoon suis splitter</i>	Экспериментальные данные положительные	[49]
Простейшие	<i>Besnoitia besnoiti</i>	Экспериментальные данные и естественная передача	[30, 39, 49, 60, 61]
	<i>Trypanosoma evansi</i>	Экспериментальные данные положительные и отрицательные	[43, 55]
	<i>T. vivax</i>	Экспериментальные данные положительные	[62]
Гельминты	<i>Nabronema muscae</i>	Экспериментальные данные положительные и отрицательные	[59, 66]
	<i>H. microstoma</i>		
	<i>Draschia megastoma</i>		
	<i>Trichuris vulpis</i>	Экспериментальные данные положительные	[47]

Примечание: Экспериментальные данные положительные – авторы приводят факты о возможной передаче инфекционного агента мухами *S. calcitrans* и/или выделяют из различных частей его из *S. calcitrans*; экспериментальные данные отрицательные – авторы приводят факты о невозможности передачи инфекционного агента мухами *S. calcitrans*; естественная передача – авторами установлена естественная передача животным патогена мухами *S. calcitrans*.

статочным для доставки инфекционной дозы вируса и вряд ли они передают PRRSV от одной свиньи к другой [53]. В дополнительных экспериментах с использованием выделения вируса и количественной обратной транскрипции ПЦР (qRT-PCR) Rochon et al. (2015) установили, что при скормливания *S. calcitrans* крови с живым вирусом репродуктивного и респираторного синдрома свиней (PRRSV) размножение его в пищеварительной системе и в гемолимфе мух после внутригрудной инъекции не происходит [54].

Известно о возможном участии мух *S. calcitrans* в передаче вируса бычьей папилломы (Bovine papillomavirus – BPV) и возникновении лошадиного саркоидоза [26, 34]. Результаты экспериментов Haspeslagh et al. (2018) показали, что передача BPV при участии *S. calcitrans* является возможной и более вероятно, что это произойдет после контакта с бычьими папилломами, чем с лошадиными саркоидами [34]. Дополнительно они сообщали, что передача возможна только после контакта мух с пораженной тканью.

Лошадиный саркоидоз, предположительно вызванный вирусом бычьей папилломы (BPV) типа 1 или 2, обычно наблюдают в ранее травмированных участках кожи, включая очаги габронемоза из-за инокуляции личинок третьей стадии в изъязвленных ранах *S. calcitrans* [26].

В ходе экспериментов по изучению возможности передачи мухами *S. calcitrans* вируса диареи крупного рогатого скота (Bovine viral diarrhea virus – BVDV) Tarry et al. (1991) установили, что, при даче мухам корма, содержащего 104,5 инфекционной дозы на культуре тканей (TCID₅₀) нецитопатического BVDV/мл сыворотки с последующим естественным питанием насекомых кровью на животных, находящихся в изоляции от данного вируса, возможность выделения вируса от животных-реципиентов сохранялась в течение 72 ч после передачи, а от мух – в течение 96 ч после инфекционного кормления [64].

Бактерии

Ветеринарное и медицинское значение имеют многие виды энтеробактерий, которые могут вызывать различные заболевания у животных, и вероятно, передаваться при помощи *S. calcitrans* [20, 21, 51, 52]. Участие *S. calcitrans* в передаче этих патогенов может быть косвен-

но подтверждено исследованиями de Castro et al. (2008) по высеванию энтеробактерий из *S. calcitrans*, собранных в окрестностях молочных ферм штата Рио-де-Жанейро, Бразилия [19]. По исследованиям Castro et al. (2010) двадцать различных видов энтеробактерий были выделены и идентифицированы, из них кишечная палочка *Escherichia coli* была наиболее частым видом [20].

Известно, что мухи, зараженные *E. coli*, сохраняют ее в той или иной степени на стадии личинки и куколки и тем самым могут быть природным резервуаром этого возбудителя [51, 52]. Исследования с целью подтвердить наличие шига-токсигенных штаммов *E. coli* (STEC) в трех различных анатомических частях *S. calcitrans* выявили потенциальную роль этих мух как носителей патогенных бактериальных агентов [21]. Вместе с тем, литературные сведения по переносу *E. coli* жигалками неоднозначны. Так, Puri-Giri et al. (2016) пришли к выводу, что эти мухи, вероятно, не играют роли биологического вектора и/или резервуара STEC-8 на откормочных площадках крупного рогатого скота [50].

Мухи *S. calcitrans* могут быть потенциальными распространителями кампилобактерий и микобактерий. Так, Hald et al. (2008), исследовав возможность носительства бактерий *Campylobacter* мухами *S. calcitrans*, собранных в окрестностях птицефабрики, получили положительные результаты [33]. Исследования Szalanski et al. (2004) также показали, что *S. calcitrans* способны переносить *Campylobacter* в птицеводческих хозяйствах Северной Америки [63]. Fischer et al. (2001) выделили микобактерий (*Mycobacterium scrofulaceum*) из взрослых мух *S. calcitrans*, отловленных из мест разведения скота и свиней [27]. По мнению авторов, микобактерии могут распространяться взрослыми мухами *S. calcitrans*, которые контактировали с загрязненным этим патогеном материалом.

Риккетсии

Обнаружение ДНК *Anaplasma marginale* (возбудитель анаплазмоза) у *S. calcitrans*, пойманных рядом со стадом крупного рогатого скота, которое содержалось без клещей в течение 40 лет, и в котором иногда возникали клинические случаи анаплазмоза, позволило Bautista et al. (2018) предположить, что передача *A. marginale* осуществляется механиче-

ским путем и это способствует циркуляции и поддержанию микроорганизма в конкретном стаде крупного рогатого скота [9].

Простейшие

Предварительное исследование Lienard et al. (2013) в условиях лаборатории при использовании стеклянных кормушек выявило, что *S. calcitrans* могут переносить тахизоиты *Besnoitia besnoiti* (возбудитель бычьего безноитиоза) из искусственно обогащенной паразитом бычьей крови в кровь, не содержащую *B. besnoiti* [39]. Это доказательство передачи было обеспечено путем обнаружения ДНК паразита. Другие исследователи при пересмотре способности *S. calcitrans* передавать вирулентные брадиооциты *B. besnoiti* от хронически инфицированных коров чувствительным кроликам подтвердили, что мухи способны передавать эти патогены более эффективно, чем предполагалось ранее [61]. Оценка сохранности брадиооцитов *B. besnoiti* в брюшной полости у *S. calcitrans* показала их быстрое разрушение за 48 ч, это предполагает, что механическая передача может происходить только в короткие промежутки времени между кормлениями мух [60]. С целью изучения хронологии развития безноитиоза Gollnick et al. (2015) наблюдали за совместно содержащимися на пастбище в течение 12 недель здоровыми телками и зараженными *B. besnoiti* коровами [30]. Контролем в этом исследовании была группа из шести здоровых телок, содержащихся на минимальном расстоянии в 20 м от опытной группы. Авторы выявили высокие титры антител к *B. besnoiti* у двух ранее здоровых животных из опытной группы. У заболевших животных обнаружили большое количество ДНК паразита в образцах кожи по результатам полимеразной цепной реакции (ПЦР), и несмотря на хорошее потребление корма, наблюдали видимые и ощутимые изменения кожи, ухудшение состояния тела, и хронический ламинит, приводящий к незаживающим язвам подошвы. В контрольной группе заболевание не было зафиксировано. Выявление заболевания у двух ранее здоровых животных совпало с зарегистрированной высокой активностью *S. calcitrans* на пастбище [30].

В исследованиях Rodriguez et al. (2014) была показана высокая вероятность передачи *Trypanosoma evansi* (возбудителя трипаном-

сомной инфекции) среди верблюдов в районе Канарских островов (Испания) мухами *S. calcitrans*, так как в этой местности при отлове в ловушки в течение года они были единственными гематофагами [55]. По результатам опытов других исследователей о возможности передачи *T. evansi* мухами *S. calcitrans* от коз верблюдам в Кении выявлено, что мухи не смогли передать возбудителя от зараженных коз другим козам или верблюдам, но при этом трипаномная инфекция была передана игольным уколom от зараженных коз верблюдам [43]. По мнению Sinshaw et al. (2006), на распространение *T. vivax* у крупного рогатого скота и мелких жвачных на границе озера Тана, Эфиопия, могут влиять *S. calcitrans*, о чем свидетельствуют факты об их преимущественном обитании (89,08%) в районах, неблагополучных по этому заболеванию [62].

Changbunjong et al. (2016) методами молекулярной идентификации (ПЦР и секвенирование) впервые обнаружили среди мух, собранных в национальном парке Кхао Яй, Таиланд, особей *S. calcitrans*, инфицированных *Theileria* и *Babesia* (возбудители пироплазмидозов животных) [17].

Микоплазмы

При изучении распространения микоплазмозов кровососущими членистоногими, были выявлены новые потенциальные переносчики возбудителей бычьих гемоплазмозов, в том числе *S. calcitrans* [35]. Изучение *S. calcitrans* в их способности передавать *Eperythrozoon suis* Splitter (или *Mycoplasma suis*, возбудитель инфекционной болезни свиней) между свиньями выявило, что успешная передача была достигнута у трех из 15 свиней [49].

Гельминты

Мухи *S. calcitrans* могут быть промежуточными хозяевами гельминтов. Traversa et al. (2008) использовали анализ на основе ПЦР для специфического выявления *Habronema microstoma* и *H. muscae* (Nematoda, Spirurida), которые вызывают желудочный и кожный габронемозы, с целью идентификации промежуточных хозяев обоих видов нематод в полевых условиях [66]. Авторы получили первое доказательство о векторной компетентности *S. calcitrans* как промежуточных хозяев *H. microstoma* и *H. muscae* в полевых условиях [66]. Schuster et al (2010) обнаружили личинок нематод *H. muscae*, *H. microstoma* и *Draschia*

megastoma в мухах *Musca domestica* в конюшне Объединенных Арабских Эмиратов при помощи ПЦР, но не подтвердили их наличие у *S. calcitrans* [59]. Установлено, что в условиях кинологического центра *S. calcitrans* может быть источником загрязнения окружающей среды путем распространения личинок экзогенными формами *Trichuris vulpis*, вызывающего трихуроз плотоядных животных [47].

Заключение

Анализ литературных данных по передаче патогенов *S. calcitrans* показал, что в этом направлении необходимо проводить дополнительные исследования, так как авторами в большинстве случаев не приводятся факты и доказательства естественной передачи животным и чаще по мнению самих же авторов передача патогенов мухами *S. calcitrans* представлена как возможное ими участие.

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

Литература

1. Беспалова Н. С., Агаркова О. Н. Видовая структура популяции зоофильных мух в скотоводческих хозяйствах Воронежской области // Матер. докл. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. РАН «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». 2018. № 19. С. 57–59.
2. Веселкин Г. А. Фауна и экология мух-жигалок (Muscidae) зоны БАМа // Паразитология. 1981. Т. 15. С. 371–374.
3. Власов М. Е., Середа А. Д., Балышев В. М. Сохраняемость вируса африканской чумы свиней в осенних жигалках и падальных мухах // Ветеринария. 2019. № 8. С. 22–25. <https://doi.org/10.30896/0042-4846.2019.22.8.22-25>
4. Домацкий А. Н., Веселкин Г. А. Эколого-фаунистические особенности зоофильных мух в промышленном кролиководстве // Сб. научных трудов Проблемы энтомологии и арахнологии. Тюмень, 1989. С. 103–108.
5. Павлов А. В. О видовом составе мух, встречающихся в закрытых стациях на территории Владимирской области // Материалы I Всероссийского совещания по кровососущим насекомым (Санкт-Петербург, 24–27 октября 2006 г.). Санкт-Петербург, Зоологический институт РАН, 2006. С. 145–148.
6. Романенко П. В. Фауна и экология зоофильных мух в промышленном секторе птицеводства Ивановской области // Матер. докл. науч. конф. Всерос. о-ва гельминтол. РАН «Теория и практика борьбы с паразитарными болезнями». 2014. № 15. С. 242–244.
7. Baldacchino F., Muenworn V., Desquesnes M. et al. Transmission of pathogens by Stomoxys flies (Diptera, Muscidae): a review. Parasite. 2013; 20: 26. <https://doi.org/10.1051/parasite/2013026>
8. Barros A. T. M., Koller W. W., Catto J. B. et al. Stomoxys calcitrans outbreaks in pastured beef cattle in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. Pesquisa Veterinaria Brasileira. 2010; 30 (11): 945–952.
9. Bautista C. R., Rodriguez T., Rojas C. et al. Molecular detection of Anaplasma marginale in stable flies Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae) feeding on a tick-free bovine herd. Veterinaria Mexico 2018; 5 (1): <https://doi.org/10.21753/vmoa.5.1.436>
10. Birkemoe T., Sverdrup-Thygeson A. Stable fly (Stomoxys calcitrans) and house fly (Musca domestica) densities: A comparison of three monitoring methods on pig farms. Journal of Pest Science. 2011; 84 (3): 273–280. <https://doi.org/10.1007/s10340-011-0352-7>
11. 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 (1): 219–221. <https://doi.org/10.1196/annals.1307.033>
12. Campbell J. B. Fly Infestations of Cattle in the United States. Conference: 41st Annual Conference of the American-Association-of-Bovine-Practitioners Location: Charlotte, NC, Date: SEP 25-27, 2008; 115–119.
13. Campbell J. B., Catangui M. A., Thomas G. D. et al. Effects of stable flies (Diptera, Muscidae) and heat-stress on weight-gain and feed conversion of feeder cattle. Journal of agricultural entomology. 1993; 10 (3): 155–161.
14. Catangui M. A., Campbell J. B., Thomas G. D. et al. Average daily gains of brahman-crossbred and english x exotic feeder heifers during long-term exposure to stable flies (Diptera, Muscidae). Journal of Economic Entomology. 1995; 88 (5): 1349–1352.
15. Chagas W. N., Moraes A. P. R., Lopes C. W. G., Bittencourt A. J. Histopathologic and hemathologic changes in experimentally infested rabbits by Stomoxys calcitrans. Revista Brasileira de Medicina Veterinaria. 2011; 33 (3): 165–170.
16. Changbunjong T., Weluwanarak T., Ratanakorn P. et al. Distribution and abundance of Stomoxys flies (Diptera: Muscidae) in Thailand. Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health. 2012; 43 (6): 1400–1410.
17. Changbunjong T., Sungpradit S., Kanthasawee O., Sedwisai P., Tangsudjai S., Ruangsittichai J. Molecular Detection of Theileria and Babesia in a Diversity of Stomoxys Flies (Diptera: Muscidae)

- from Khao Yai National Park, Thailand. *Thai Journal of Veterinary Medicine*. 2016; 46 (2): 227–234.
18. Colwell D. D., Kavaliers M., Lysyk T. J. Stable fly, *Stomoxys calcitrans*, mouthpart removal influences stress and anticipatory responses in mice. *Medical and Veterinary Entomology*. 1997; 11 (4): 310–314. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1997.tb00414.x>
 19. de Castro B. G., Souza M. M. S., Bittencourt A. J. Isolation of enterobacterial species in *Stomoxys calcitrans*. *Ciencia Rural* 2008; 38 (9): 2654–2657.
 20. de Castro B. G., Souza M. M. S., Regua-Mangia A. H. et al. Enterobacterial Microbiota on *Stomoxys calcitrans* External Surface. *Transboundary and Emerging Diseases*. 2010; 57 (1-2): 22–24. <https://doi.org/10.1111/j.1865-1682.2010.01127.x>
 21. de Castro B. G., Souza M. M. S., Regua-Mangia A. H. et al. Occurrence of Shiga-toxicogenic *Escherichia coli* in *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 2013; 22 (2): 318–321. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612013000200052>
 22. de Castro B. G., Souza M. M. S., Regua-Mangia A. H. et al. Genetic relationship between *Escherichia coli* strains isolated from dairy mastitis and from the stable fly *Stomoxys calcitrans*. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*. 2016; 36 (6): 479–484. <https://doi.org/10.1590/s0100-736x2016000600004>
 23. Dominghetti T. F., de Barros A. T., Soares C. O. et al. *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) outbreaks: current situation and future outlook with emphasis on Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 2015; 24 (4): 387–395. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612015079>
 24. Dougherty C. T., Knapp F. W., Burrus P. B. et al. Moderation of grazing behavior of beef-cattle by stable flies (*Stomoxys calcitrans* L.). *Applied Animal Behaviour Science*. 1994; 40 (2): 113–127.
 25. Dougherty C. T., Knapp F. W., Burrus P. B. et al. Behavior of grazing cattle exposed to small populations of stable flies (*Stomoxys calcitrans* L.). *Applied Animal Behaviour Science*. 1995; 42 (4): 231–248.
 26. Firmino M. O., Alves R. C., Olinda R. G. et al. Sarcoid Associated with Infection by *Habronema* spp. in Equines in Brazil. *Acta Scientiae Veterinariae*. 2016; 44 (1): 160.
 27. Fischer O., Matlova L., Dvorska L. et al. Diptera as vectors of mycobacterial infections in cattle and pigs. *Medical and Veterinary Entomology*. 2001; 15 (2): 208–211. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2001.00292.x>
 28. Foerster M., Sievert K., Messler S. et al. Comprehensive Study on the Occurrence and Distribution of Pathogenic Microorganisms Carried by Synanthropic Flies Caught at Different Rural Locations in Germany. *Journal of Medical Entomology*. 2009; 46 (5): 1164–1166. <https://doi.org/10.1603/033.046.0526>
 29. Friesen K. M., Johnson G. D. Stable Fly Phenology in a Mixed Agricultural-Wildlife Ecosystem in Northeast Montana. *Environmental Entomology*. 2013; 42 (1): 49–57. <https://doi.org/10.1603/en12231>
 30. Gollnick N. S., Scharr J. C., Schares G. et al. Natural *Besnoitia besnoiti* infections in cattle: chronology of disease progression. *BMC Veterinary Research*. 2015; 11: 35. <https://doi.org/10.1186/s12917-015-0344-6>
 31. Goncalves N. M. F. D., Veiga L. A. S. Changes in the feeding habits of the stable fly, *Stomoxys calcitrans* L. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. 1998; 41 (3): 339–343.
 32. Grisi L., Leite R. C., Martins J. R. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. *Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria* 2014; 23 (2): 150–156. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612014042>
 33. Hald B., Skovgard H., Pedersen K. et al. Inflused insects as vectors for *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in Danish broiler houses. *Poultry Science*. 2008; 87 (7): 1428–1434. <https://doi.org/10.3382/ps.2007-00301>
 34. Haspeslagh M., Vlamincck L., Martens A. The possible role of *Stomoxys calcitrans* in equine sarcoid transmission. *Veterinary Journal*. 2018; 231: 8–12. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2017.11.009>
 35. Hornok S., Micsutka A., Meli M. L. et al. Molecular investigation of transplacental and vector-borne transmission of bovine haemoplasmas. *Veterinary Microbiology*. 2011; 152 (3-4): 411–414. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2011.04.031>
 36. Iqbal A., Sajid M. S., Khan M. N. et al. Epizootiology of Ectoparasitic Fauna Infesting Selected Domestic Cattle Population of Punjab, Pakistan. *International Journal of Agriculture and Biology*. 2014; 16 (2): 443–446.
 37. Kahana-Sutin E., Klement E., Lensky I. et al. High relative abundance of the stable fly *Stomoxys calcitrans* is associated with lumpy skin disease outbreaks in Israeli dairy farms. *Medical and Veterinary Entomology*. 2017; 31 (2): 150–160. <https://doi.org/10.1111/mve.12217>
 38. Lempereur L., Sohier C., Smeets F. et al. Haematopota spp. and *Stomoxys calcitrans* using a mark-release-recapture approach in Belgium. *Medical and Veterinary Entomology*. 2018; 32 (3): 298–303. <https://doi.org/10.1111/mve.12297>
 39. Lienard E., Salem A., Jacquiet P. et al. Development of a protocol testing the ability of *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae) to transmit

- Besnoitia besnoiti (Henry, 1913) (Apicomplexa: Sarcocystidae). Parasitology Research. 2013; 112 (2): 479–486. <https://doi.org/10.1007/s00436-012-3157-6>
40. Lubinga J. C., Clift S. J., Tuppurainen E. S. M. et al. Demonstration of lumpy skin disease virus infection in Amblyomma hebraeum and Rhipicephalus appendiculatus ticks using immunohistochemistry. Ticks and Tick-borne Diseases. 2014; 5 (2): 113–120. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2013.09.010>
 41. Lusitoar W., Tulung M., Memah V. et al. The presence of insects in animal farm in North Sulawesi. Scientific Papers. Series D. Animal Science. 2018; 61 (1): 220–224.
 42. Mulatu E., Feyisa A. F. Review: Lumpy Skin Disease. Journal of Veterinary Science and Technology. 2018; 9 (3): 1–8.
 43. Ngeranwa J. J. N., Kilalo D. C. The ability of stomoxys-calitrans and mechanical means to transmit Trypanosoma (brucei) evansi from goats to camels in Kenya. Veterinary Research Communications. 1994; 18 (4): 307–312.
 44. Olesen A. S., Hansen M. F., Rasmussen T. B. et al. Survival and localization of African swine fever virus in stable flies (Stomoxys calcitrans) after feeding on viremic blood using a membrane feeder. Veterinary Microbiology. 2018; 222: 25–29. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2018.06.010>
 45. Olesen A. S., Lohse L., Hansen M. F. et al. Infection of pigs with African swine fever virus via ingestion of stable flies (Stomoxys calcitrans). Transboundary and Emerging Diseases. 2018; 65 (5): 1152–1157. <https://doi.org/10.1111/tbed.12918>
 46. Ózsvári L. Production impact of parasitisms and coccidiosis in swine. Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research. 2018; 7 (5): 217–222. <https://doi.org/10.15406/jdvar.2018.07.00214>
 47. Paliy A. P., Sumakova N. V., Mashkey A. M. et al. Contamination of animal-keeping premises with eggs of parasitic worms. Biosystems Diversity. 2018; 26 (4): 327–333. <https://doi.org/10.15421/011848>
 48. Parravani A., Chivers C.-A., Bell N., Long S., Burden F., Wall R. Seasonal abundance of the stable fly Stomoxys calcitrans in southwest England. Medical and Veterinary Entomology. 2019; 33 (4): 485–490. <https://doi.org/10.1111/mve.12386>
 49. Prullage J. B., Williams R. E., Gaafar S. M. On the transmissibility of Eperythrozoon suis by Stomoxys calcitrans and Aedes aegypti. Veterinary Parasitology. 1993; 50 (1-2): 125–135.
 50. Puri-Giri R., Ghosh A., Zurek L. Stable Flies (Stomoxys calcitrans L.) from Confined Beef Cattle Do Not Carry Shiga-Toxigenic Escherichia coli (STEC) in the Digestive Tract. Foodborne Pathogens and Disease. 2016; 13 (2): 65–67. <https://doi.org/10.1089/fpd.2015.2056>
 51. Rochon K., Lysyk T. J., Selinger L. B. Persistence of Escherichia coli in immature house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) in relation to larval growth and survival. Journal of Medical Entomology. 2004; 41 (6): 1082–1089. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-41.6.1082>
 52. Rochon K., Lysyk T. J., Selinger L. B. Retention of Escherichia coli by house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) during pupal metamorphosis and eclosion. Journal of Medical Entomology. 2005; 42 (3): 397–403. <https://doi.org/10.1093/jmedent/42.3.397>
 53. Rochon K., Baker R. B., Almond G. W. et al. Assessment of Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae) as a Vector of Porcine Reproductive and Respiratory Syndrome Virus. Journal of Medical Entomology. 2011; 48 (4): 876–883. <https://doi.org/10.1603/me10014>
 54. Rochon K., Baker R. B., Almond G. W. et al. Persistence and Retention of Porcine Reproductive and Respiratory Syndrome Virus in Stable Flies (Diptera: Muscidae). Journal of Medical Entomology. 2015; 52 (5): 1117–1123. <https://doi.org/10.1093/jme/tjv096>
 55. Rodriguez F. N., Tejedor-Junco T. M., Gonzalez-Martin M. et al. Stomoxys calcitrans as possible vector of Trypanosoma evansi among camels in an affected area of the Canary Islands, Spain. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. 2014; 47 (4): 510–512. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0210-2013>
 56. Rodriguez-Vivas R. I., Grisi L., Perez de Leon A. A. et al. Potential economic impact assessment for cattle parasites in Mexico. Review. Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias. 2017; 8 (1): 61–74. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v8i1.4305>
 57. Saegerman C., Bertagnoli S., Meyer G. et al. Risk of introduction of lumpy skin disease in France by the import of vectors in animal trucks. PLOS ONE. 2018; 13 (6): e0198506. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0198506>
 58. Sajid M. S., Iqbal A., Khan M. N. et al. Descriptive Epidemiology of Insects Infesting Domestic Sheep (Ovis aries) of District Toba Tek Singh, Punjab, Pakistan. Pakistan Journal of Agricultural Sciences. 2013; 50 (1): 117–122.
 59. Schuster R. K., Sivakumar S., Kinne J. et al. Cutaneous and pulmonic habronemiasis transmitted by Musca domestica in a stable in the United Arab Emirates. Veterinary Parasitology. 2010; 174 (1-2): 170–174. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.07.018>
 60. Sharif S., Jacquet P., Prevot F. et al. Assessment of persistence of Besnoitia besnoiti (Henry, 1913) bradyzoites in Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae). Revue de Medecine Veterinaire. 2017; 168 (7-9): 197–203.

61. Sharif S., Jacquet P., Prevot F. et al. Stomoxys calcitrans, mechanical vector of virulent Besnoitia besnoiti from chronically infected cattle to susceptible rabbit. Medical and Veterinary Entomology. 2019; 33 (2): 247–255. <https://doi.org/10.1111/mve.12356>
62. Sinshaw A., Abebe G., Desquesnes M. et al. Biting flies and Trypanosoma vivax infection in three highland districts bordering lake Tana, Ethiopia. Veterinary Parasitology. 2006; 142 (1-2): 35–46. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.06.032>
63. Szalanski A. L., Owens C. B., McKay T. et al. Detection of Campylobacter and Escherichia coli O157:H7 from filth flies by polymerase chain reaction. Medical and Veterinary Entomology. 2004; 18 (3): 241–246. <https://doi.org/10.1111/j.0269-283x.2004.00502.x>
64. Tarry D. W., Bernal L., Edwards S. Transmission of bovine virus diarrhoea virus by blood feeding flies. Veterinary Record. 1991; 128 (4): 82–84. <https://doi.org/10.1136/vr.128.4.82>
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. <https://doi.org/10.1603/me10050>
66. Traversa D., Otranto D., Iorio R. et al. Identification of the intermediate hosts of Habronema microstoma and Habronema muscae under field conditions. Medical and Veterinary Entomology. 2008; 22 (3): 283–287. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2008.00737.x>
67. Vitela-Mendoza I., Cruz-Vazquez C., Solano-Vergara J. et al. Short communication: Relationship between serum cortisol concentration and defensive behavioral responses of dairy cows exposed to natural infestation by stable fly, Stomoxys calcitrans. Journal of Dairy Science. 2016; 99 (12): 9912–9916. <https://doi.org/10.3168/jds.2016-11484>
68. Yeruham I., Nir O., Braverman Y. et al. Spread of Lumpy Skin-Disease in Israeli Dairy Herds. Veterinary Record. 1995; 137 (4): 91–93. <https://doi.org/10.1136/vr.137.4.91>
3. Vlasov M. E., Sereda A. D., Balyshev V. M. Preservation ability of African swine fever virus in stable flies and blowflies. Veterinariya = Veterinary Medicine. 2019; 8: 22–25. [10.30896/0042-4846.2019.22.8.22-25](https://doi.org/10.30896/0042-4846.2019.22.8.22-25) (In Russ.)
4. Domatskiy A. N., Veselkin G. A. Ecological and faunistic features of zoophilous flies in the rabbit industry. Sb. nauchnykh trudov Problemy entomologii i arakhnologii = Collection of scientific papers titled as Issues of Entomology and Arachnology. Tyumen, 1989; 103–108. (In Russ.)
5. Pavlov A. V. On species composition of flies found in closed stations in the Vladimir Region. Materialy I Vserossiyskogo soveshchaniya po krovososushchim nasekomym (Sankt-Peterburg, 24–27 oktyabrya 2006 g.) = Materials of the I All-Russian Meeting on Blood-Sucking Insects (St. Petersburg, October 24–27, 2006). St. Petersburg, Zoological Institute of the RAS, 2006; 145–148. (In Russ.)
6. Romanenko P. V. Fauna and ecology of zoophilous flies at the industrial sector of poultry husbandry in the Ivanovo Region. Mater. dokl. nauch. konf. Vseros. o-va gel'mintol. RAN «Teoriya i praktika bor'by s parazitarnymi boleznyami» = Materials of the research and practice conference of All-Russian Helminthologist Society of Russian Academy of Sciences "Theory and practice of protection from parasitic diseases". M., 2014; 15: 242–244. (In Russ.)
7. Baldacchino F., Muenworn V., Desquesnes M. et al. Transmission of pathogens by Stomoxys flies (Diptera, Muscidae): a review. Parasite. 2013; 20: 26. <https://doi.org/10.1051/parasite/2013026>
8. Barros A. T. M., Koller W. W., Catto J. B. et al. Stomoxys calcitrans outbreaks in pastured beef cattle in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. Pesquisa Veterinaria Brasileira. 2010; 30 (11): 945–952.
9. Bautista C. R., Rodriguez T., Rojas C. et al. Molecular detection of Anaplasma marginale in stable flies Stomoxys calcitrans (Diptera: Muscidae) feeding on a tick-free bovine herd. Veterinaria Mexico. 2018; 5 (1): <https://doi.org/10.21753/vmoa.5.1.436>
10. Birkemoe T., Sverdrup-Thygeson A. Stable fly (Stomoxys calcitrans) and house fly (Musca domestica) densities: A comparison of three monitoring methods on pig farms. Journal of Pest Science. 2011; 84 (3): 273–280. <https://doi.org/10.1007/s10340-011-0352-7>
11. 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 (1): 219–221. <https://doi.org/10.1196/annals.1307.033>
12. Campbell J. B. Fly Infestations of Cattle in the United States. Conference: 41st Annual Conference

References

1. Bepalova N. S., Agarkova O. N. Species structure of the zoophilous fly population at cattle farms of the Voronezh Region. Mater. dokl. nauch. konf. Vseros. o-va gel'mintol. RAN «Teoriya i praktika bor'by s parazitarnymi boleznyami» = Materials of the research and practice conference of All-Russian Helminthologist Society of Russian Academy of Sciences "Theory and practice of protection from parasitic diseases". M., 2018; 19: 57–59. (In Russ.)
2. Veselkin G. A. Fauna and ecology of horse flies (Muscidae) of the Baikal-Amur Mainline zone.

- of the American-Association-of-Bovine-Practitioners Location: Charlotte, NC, Date: SEP 25-27, 2008; 115-119.
13. Campbell J. B., Catangui M. A., Thomas G. D. et al. Effects of stable flies (Diptera, Muscidae) and heat-stress on weight-gain and feed conversion of feeder cattle. *Journal of agricultural entomology*. 1993; 10 (3): 155-161.
 14. Catangui M. A., Campbell J. B., Thomas G. D. et al. Average daily gains of brahman-crossbred and english x exotic feeder heifers during long-term exposure to stable flies (Diptera, Muscidae). *Journal of Economic Entomology*. 1995; 88 (5): 1349-1352.
 15. Chagas W. N., Moraes A. P. R., Lopes C. W. G., Bittencourt A. J. Histopathologic and hemathologic changes in experimentally infested rabbits by *Stomoxys calcitrans*. *Revista Brasileira de Medicina Veterinaria*. 2011; 33 (3): 165-170.
 16. Changbunjong T., Weluwanarak T., Ratanakorn P. et al. Distribution and abundance of *Stomoxys* flies (Diptera: Muscidae) in Thailand. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*. 2012; 43 (6): 1400-1410.
 17. Changbunjong T., Sungpradit S., Kanthasaewee O., Sedwisai P., Tangsudjai S., Ruangsittichai J. Molecular Detection of *Theileria* and *Babesia* in a Diversity of *Stomoxys* Flies (Diptera: Muscidae) from Khao Yai National Park, Thailand. *Thai Journal of Veterinary Medicine*. 2016; 46 (2): 227-234.
 18. Colwell D. D., Kavaliers M., Lysyk T. J. Stable fly, *Stomoxys calcitrans*, mouthpart removal influences stress and anticipatory responses in mice. *Medical and Veterinary Entomology*. 1997; 11 (4): 310-314. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1997.tb00414.x>
 19. de Castro B. G., Souza M. M. S., Bittencourt A. J. Isolation of enterobacterial species in *Stomoxys calcitrans*. *Ciencia Rural*. 2008; 38 (9): 2654-2657.
 20. de Castro B. G., Souza M. M. S., Regua-Mangia A. H. et al. Enterobacterial Microbiota on *Stomoxys calcitrans* External Surface. *Transboundary and Emerging Diseases*. 2010; 57 (1-2): 22-24. <https://doi.org/10.1111/j.1865-1682.2010.01127.x>
 21. de Castro B. G., Souza M. M. S., Regua-Mangia A. H. et al. Occurrence of Shiga-toxigenic *Escherichia coli* in *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 2013; 22 (2): 318-321. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612013000200052>
 22. de Castro B. G., Souza M. M. S., Regua-Mangia A. H. et al. Genetic relationship between *Escherichia coli* strains isolated from dairy mastitis and from the stable fly *Stomoxys calcitrans*. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*. 2016; 36 (6): 479-484. <https://doi.org/10.1590/s0100-736x2016000600004>
 23. Dominghetti T. F., de Barros A. T., Soares C. O. et al. *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) outbreaks: current situation and future outlook with emphasis on Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*. 2015; 24 (4): 387-395. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612015079>
 24. Dougherty C. T., Knapp F. W., Burrus P. B. et al. Moderation of grazing behavior of beef-cattle by stable flies (*Stomoxys calcitrans* L.). *Applied Animal Behaviour Science*. 1994; 40 (2): 113-127.
 25. Dougherty C. T., Knapp F. W., Burrus P. B. et al. Behavior of grazing cattle exposed to small populations of stable flies (*Stomoxys calcitrans* L.). *Applied Animal Behaviour Science*. 1995; 42 (4): 231-248.
 26. Firmino M. O., Alves R. C., Olinda R. G. et al. Sarcoid Associated with Infection by *Habronema* spp. in Equines in Brazil. *Acta Scientiae Veterinariae*. 2016; 44 (1):160.
 27. Fischer O., Matlova L., Dvorska L. et al. Diptera as vectors of mycobacterial infections in cattle and pigs. *Medical and Veterinary Entomology*. 2001; 15 (2): 208-211. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2001.00292.x>
 28. Foerster M., Sievert K., Messler S. et al. Comprehensive Study on the Occurrence and Distribution of Pathogenic Microorganisms Carried by Synanthropic Flies Caught at Different Rural Locations in Germany. *Journal of Medical Entomology*. 2009; 46 (5): 1164-1166. <https://doi.org/10.1603/033.046.0526>
 29. Friesen K. M., Johnson G. D. Stable Fly Phenology in a Mixed Agricultural-Wildlife Ecosystem in Northeast Montana. *Environmental Entomology*. 2013; 42 (1): 49-57. <https://doi.org/10.1603/en12231>
 30. Gollnick N. S., Scharr J. C., Schares G. et al. Natural *Besnoitia besnoiti* infections in cattle: chronology of disease progression. *BMC Veterinary Research*. 2015; 11: 35. <https://doi.org/10.1186/s12917-015-0344-6>
 31. Goncalves N. M. F. D., Veiga L. A. S. Changes in the feeding habits of the stable fly, *Stomoxys calcitrans* L. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. 1998; 41 (3): 339-343.
 32. Grisi L., Leite R. C., Martins J. R. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. *Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria*. 2014; 23 (2): 150-156. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612014042>
 33. Hald B., Skovgard H., Pedersen K. et al. Influxed insects as vectors for *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in Danish broiler houses. *Poultry Science*. 2008; 87 (7): 1428-1434. <https://doi.org/10.3382/ps.2007-00301>

34. Haspelslagh M., Vlamincx L., Martens A. The possible role of *Stomoxys calcitrans* in equine sarcoid transmission. *Veterinary Journal*. 2018; 231: 8-12. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2017.11.009>
35. Hornok S., Micsutka A., Meli M. L. et al. Molecular investigation of transplacental and vector-borne transmission of bovine haemoplasmas. *Veterinary Microbiology*. 2011; 152 (3-4): 411-414. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2011.04.031>
36. Iqbal A., Sajid M. S., Khan M. N. et al. Epizootiology of Ectoparasitic Fauna Infesting Selected Domestic Cattle Population of Punjab, Pakistan. *International Journal of Agriculture and Biology*. 2014; 16 (2): 443-446.
37. Kahana-Sutin E., Klement E., Lensky I. et al. High relative abundance of the stable fly *Stomoxys calcitrans* is associated with lumpy skin disease outbreaks in Israeli dairy farms. *Medical and Veterinary Entomology*. 2017; 31 (2): 150-160. <https://doi.org/10.1111/mve.12217>
38. Lempereur L., Sohier C., Smeets F. et al. *Haematopota* spp. and *Stomoxys calcitrans* using a mark-release-recapture approach in Belgium. *Medical and Veterinary Entomology*. 2018; 32 (3): 298-303. <https://doi.org/10.1111/mve.12297>
39. Lienard E., Salem A., Jacquiet P. et al. Development of a protocol testing the ability of *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae) to transmit *Besnoitia besnoiti* (Henry, 1913) (Apicomplexa: Sarcocystidae). *Parasitology Research*. 2013; 112 (2): 479-486. <https://doi.org/10.1007/s00436-012-3157-6>
40. Lubinga J. C., Clift S. J., Tuppurainen E. S. M. et al. Demonstration of lumpy skin disease virus infection in *Amblyomma hebraeum* and *Rhipicephalus appendiculatus* ticks using immunohistochemistry. *Ticks and Tick-borne Diseases*. 2014; 5 (2): 113-120. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2013.09.010>
41. Lusiatour W., Tulung M., Memah V. et al. The presence of insects in animal farm in North Sulawesi. *Scientific Papers. Series D. Animal Science*. 2018; 61 (1): 220-224.
42. Mulatu E., Feyisa A. F. Review: Lumpy Skin Disease. *Journal of Veterinary Science and Technology*. 2018; 9 (3): 1-8.
43. Ngeranwa J. J. N., Kilalo D. C. The ability of *stomoxys-calcitrans* and mechanical means to transmit *Trypanosoma (brucei) evansi* from goats to camels in Kenya. *Veterinary Research Communications*. 1994; 18 (4): 307-312.
44. Olesen A. S., Hansen M. F., Rasmussen T. B. et al. Survival and localization of African swine fever virus in stable flies (*Stomoxys calcitrans*) after feeding on viremic blood using a membrane feeder. *Veterinary Microbiology*. 2018; 222: 25-29. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2018.06.010>
45. Olesen A. S., Lohse L., Hansen M. F. et al. Infection of pigs with African swine fever virus via ingestion of stable flies (*Stomoxys calcitrans*). *Transboundary and Emerging Diseases*. 2018; 65 (5): 1152-1157. <https://doi.org/10.1111/tbed.12918>
46. Ózsvári L. Production impact of parasitisms and coccidiosis in swine. *Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research*. 2018; 7 (5): 217-222. <https://doi.org/10.15406/jdvar.2018.07.00214>
47. Paliy A. P., Sumakova N. V., Mashkey A. M. et al. Contamination of animal-keeping premises with eggs of parasitic worms. *Biosystems Diversity*. 2018; 26 (4): 327-333. <https://doi.org/10.15421/011848>
48. Parravani A., Chivers C.-A., Bell N., Long S., Burden F., Wall R. Seasonal abundance of the stable fly *Stomoxys calcitrans* in southwest England. *Medical and Veterinary Entomology*. 2019; 33 (4): 485-490. <https://doi.org/10.1111/mve.12386>
49. Prullage J. B., Williams R. E., Gaafar S. M. On the transmissibility of *Eperythrozoon suis* by *Stomoxys calcitrans* and *Aedes aegypti*. *Veterinary Parasitology*. 1993; 50 (1-2): 125-135.
50. Puri-Giri R., Ghosh A., Zurek L. Stable Flies (*Stomoxys calcitrans* L.) from Confined Beef Cattle Do Not Carry Shiga-Toxigenic *Escherichia coli* (STEC) in the Digestive Tract. *Foodborne Pathogens and Disease*. 2016; 13 (2): 65-67. <https://doi.org/10.1089/fpd.2015.2056>
51. Rochon K., Lysyk T. J., Selinger L. B. Persistence of *Escherichia coli* in immature house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) in relation to larval growth and survival. *Journal of Medical Entomology*. 2004; 41 (6): 1082-1089. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-41.6.1082>
52. Rochon K., Lysyk T. J., Selinger L. B. Retention of *Escherichia coli* by house fly and stable fly (Diptera: Muscidae) during pupal metamorphosis and eclosion. *Journal of Medical Entomology*. 2005; 42 (3): 397-403. <https://doi.org/10.1093/jmedent/42.3.397>
53. Rochon K., Baker R. B., Almond G. W. et al. Assessment of *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) as a Vector of Porcine Reproductive and Respiratory Syndrome Virus. *Journal of Medical Entomology*. 2011; 48 (4): 876-883. <https://doi.org/10.1603/me10014>
54. Rochon K., Baker R. B., Almond G. W. et al. Persistence and Retention of Porcine Reproductive and Respiratory Syndrome Virus in Stable Flies (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*. 2015; 52 (5): 1117-1123. <https://doi.org/10.1093/jme/tjv096>

55. Rodriguez F. N., Tejedor-Junco T. M., Gonzalez-Martin M. et al. Stomoxys calcitrans as possible vector of Trypanosoma evansi among camels in an affected area of the Canary Islands, Spain. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. 2014. 47 (4): 510-512. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0210-2013>
56. Rodriguez-Vivas R. I., Grisi L., Perez de Leon A. A. et al. Potential economic impact assessment for cattle parasites in Mexico. Review. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 2017; 8 (1): 61-74. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v8i1.4305>
57. Saegerman C., Bertagnoli S., Meyer G. et al. Risk of introduction of lumpy skin disease in France by the import of vectors in animal trucks. *PLOS ONE*. 2018; 13 (6): e0198506. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0198506>
58. Sajid M. S., Iqbal A., Khan M. N. et al. Descriptive Epidemiology of Insects Infesting Domestic Sheep (*Ovis aries*) of District Toba Tek Singh, Punjab, Pakistan. *Pakistan Journal of Agricultural Sciences*. 2013; 50 (1): 117-122.
59. Schuster R. K., Sivakumar S., Kinne J. et al. Cutaneous and pulmonic habronemiasis transmitted by *Musca domestica* in a stable in the United Arab Emirates. *Veterinary Parasitology*. 2010; 174 (1-2): 170-174. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.07.018>
60. Sharif S., Jacquet P., Prevot F. et al. Assessment of persistence of *Besnoitia besnoiti* (Henry, 1913) bradyzoites in *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Revue de Medecine Veterinaire*. 2017; 168 (7-9): 197-203.
61. Sharif S., Jacquet P., Prevot F. et al. *Stomoxys calcitrans*, mechanical vector of virulent *Besnoitia besnoiti* from chronically infected cattle to susceptible rabbit. *Medical and Veterinary Entomology*. 2019; 33 (2): 247-255. <https://doi.org/10.1111/mve.12356>
62. Sinshaw A., Abebe G., Desquesnes M. et al. Biting flies and *Trypanosoma vivax* infection in three highland districts bordering lake Tana, Ethiopia. *Veterinary Parasitology*. 2006; 142 (1-2): 35-46. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.06.032>
63. Szalanski A. L., Owens C. B., McKay T. et al. Detection of *Campylobacter* and *Escherichia coli* O157:H7 from filth flies by polymerase chain reaction. *Medical and Veterinary Entomology*. 2004; 18 (3): 241-246. <https://doi.org/10.1111/j.0269-283x.2004.00502.x>
64. Tarry D. W., Bernal L., Edwards S. Transmission of bovine virus diarrhoea virus by blood feeding flies. *Veterinary Record*. 1991; 128 (4): 82-84. <https://doi.org/10.1136/vr.128.4.82>
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. <https://doi.org/10.1603/me10050>
66. Traversa D., Otranto D., Iorio R. et al. Identification of the intermediate hosts of *Habronema microstoma* and *Habronema muscae* under field conditions. *Medical and Veterinary Entomology*. 2008; 22 (3): 283-287. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2008.00737.x>
67. Vitela-Mendoza I., Cruz-Vazquez C., Solano-Vergara J. et al. Short communication: Relationship between serum cortisol concentration and defensive behavioral responses of dairy cows exposed to natural infestation by stable fly, *Stomoxys calcitrans*. *Journal of Dairy Science*. 2016; 99 (12): 9912-9916. <https://doi.org/10.3168/jds.2016-11484>
68. Yeruham I., Nir O., Braverman Y. et al. Spread of Lumpy Skin-Disease in Israeli Dairy Herds. *Veterinary Record*. 1995; 137 (4): 91-93. <https://doi.org/10.1136/vr.137.4.91>