



<https://doi.org/10.29326/2304-196X-2025-14-1-101-108>
УДК 619:595.773.4:632.95.025.8:616-076:577.2

Анализ инсектицидной устойчивости к пиретроидам, фосфорорганическим соединениям и карбаматам у *Musca domestica* L. методом ПЦР-ПДРФ

А. Д. Мельничук, К. С. Крестовошина, А. Г. Кинарейкина, К. Ю. Маслакова, Л. Я. Янгирова, Е. А. Силиванова

Всероссийский научно-исследовательский институт ветеринарной энтомологии и арахнологии — филиал ФГБУН Федерального исследовательского центра Тюменского научного центра Сибирского отделения Российской академии наук (ВНИИВЭА — филиал ТюмНЦ СО РАН), ул. Институтская, 2, г. Тюмень, 625041, Россия

РЕЗЮМЕ

Введение. Значимым фактором в распространении заболеваний животных являются зоофильные мухи, контроль численности которых осложняется проблемой инсектицидной резистентности, актуальной для ветеринарии и медицины во всем мире. Для мониторинга и диагностики устойчивости к инсектицидам в популяциях насекомых все большее применение находят молекулярные методы.

Цель исследования. Оценка распространения основных мутаций, ассоциированных с резистентностью к пиретроидам, фосфорорганическим соединениям и карбаматам, в трех природных популяциях *Musca domestica* L., собранных в 2021–2023 гг. в животноводческих помещениях Тюменской области.

Материалы и методы. Методом полимеразной цепной реакции с анализом полиморфизма длин рестрикционных фрагментов выполнено генотипирование генов *CYP*, *vssc* и *ace-2*.

Результаты. Выявлена одна мутация в гене *vssc* (L1014F), связанная с устойчивостью к пиретроидам, и две мутации в гене *ace-2* (G342A, G342V), обеспечивающие резистентность к фосфорорганическим соединениям и карбаматам. Резистентный аллель L1014F присутствовал у 40–70% исследованных особей всех трех популяций с частотой 30–55%. Аллель G342A обнаружен у 10 и 60% особей двух популяций с частотой 5 и 30% соответственно. Аллель G342V выявлен у 40% особей только одной популяции с частотой 25%.

Заключение. Полученные результаты свидетельствуют о потенциале формирования устойчивости к пиретроидам, фосфорорганическим соединениям и карбаматам в исследованных популяциях *Musca domestica*, что необходимо учитывать при выборе средств для дезинсекции животноводческих помещений и защиты животных от насекомых. Дальнейшие молекулярные исследования *Musca domestica* из граничащих с Тюменской областью регионов будут полезны для выработки стратегии по сдерживанию распространения резистентных аллелей в локальных популяциях.

Ключевые слова: комнатная муха, инсектициды, инсектицидная резистентность, маркеры устойчивости, молекулярная диагностика

Благодарности: Работа выполнена в рамках государственного задания Министерства науки и высшего образования Российской Федерации (тема № FWRZ-2022-0022).

Для цитирования: Мельничук А. Д., Крестовошина К. С., Кинарейкина А. Г., Маслакова К. Ю., Янгирова Л. Я., Силиванова Е. А. Анализ инсектицидной устойчивости к пиретроидам, фосфорорганическим соединениям и карбаматам у *Musca domestica* L. методом ПЦР-ПДРФ. *Ветеринария сегодня*. 2025; 14 (1): 101–108. <https://doi.org/10.29326/2304-196X-2025-14-1-101-108>

Конфликт интересов: Авторы заявляют об отсутствии конфликта интересов.

Для корреспонденции: Силиванова Елена Анатольевна, канд. биол. наук, ведущий научный сотрудник лаборатории молекулярной биологии и биотехнологии насекомых, ВНИИВЭА — филиал ТюмНЦ СО РАН, ул. Институтская, 2, г. Тюмень, 625041, Россия, sylvanova@mail.ru

PCR-RFLP analysis of insecticide resistance to pyrethroids, organophosphates and carbamates in *Musca domestica* L.

Anastasia D. Melnichuk, Kseniya S. Krestonoshina, Anna G. Kinareikina, Kseniya Yu. Maslakova, Liana Ya. Yangirova, Elena A. Silivanova

All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology — Branch of Federal State Institution Federal Research Centre Tyumen Scientific Centre of Siberian Branch of the Russian Academy of Sciences, 2 Institutskaya str., Tyumen 625041, Russia

ABSTRACT

Introduction. Zoophilic flies play a significant role in animal disease transmission, and insecticide resistance being a relevant veterinary issue globally is an obstacle to effective fly population control. Molecular methods are more commonly used to monitor and diagnose insecticide resistance in insect populations.

Objective. The study aims to assess distribution of the main mutations associated with resistance to pyrethroids, organophosphorus compounds and carbamates in three natural populations of *Musca domestica* L. collected in 2021–2023 in livestock facilities of the Tyumen Oblast.

Materials and methods. Genotyping of *CYP*, *vssc* and *ace-2* genes was performed using polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism analysis.

© Мельничук А. Д., Крестовошина К. С., Кинарейкина А. Г., Маслакова К. Ю., Янгирова Л. Я., Силиванова Е. А., 2025

Results. One mutation in the *vssc* gene (L1014F) associated with resistance to pyrethroids and two mutations in the *ace-2* gene (G342A, G342V) conferring resistance to organophosphorus compounds and carbamates were found. The resistant allele L1014F was present in 40–70% of the tested insects of all three populations with 30–55% frequency. The G342A allele was found in 10 and 60% of insects from two populations with frequencies of 5 and 30%, respectively. The G342V allele was detected in 40% insects of only one population with a frequency of 25%.

Conclusion. The results obtained indicate the potential for conferring resistance to pyrethroids, organophosphorus compounds and carbamates in the studied populations of *Musca domestica*, which should be taken into account when selecting disinsectants for livestock-keeping facilities and protecting animals from insects. Further molecular tests of *Musca domestica* flies from the regions bordering the Tyumen Oblast will be useful for developing a strategy to contain spread of resistant alleles in local populations.

Keywords: house flies, insecticides, insecticide resistance, resistance markers, molecular diagnosis

Acknowledgements: The study was conducted within the Federal Assignment of the Ministry of Science and Higher Education of the Russian Federation (Topic No. FWRZ-2022-0022).

For citation: Melnichuk A. D., Krestonoshina K. S., Kinareikina A. G., Maslakova K. Yu., Yangirova L. Ya., Silivanova E. A. PCR-RFLP analysis of insecticide resistance to pyrethroids, organophosphates and carbamates in *Musca domestica* L. *Veterinary Science Today*. 2025; 14 (1): 101–108. <https://doi.org/10.29326/2304-196X-2025-14-1-101-108>

Conflict of interests: The authors declare no conflict of interests.

For correspondence: Elena A. Silivanova, Cand. Sci. (Biology), Leading Researcher, Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, 2 Institutskaya str., Tyumen 625041, Russia, silivanovaea@mail.ru

ВВЕДЕНИЕ

Значимым фактором в распространении различных заболеваний человека и животных являются насекомые [1, 2], включая синантропных и зоофильных мух, к числу которых относится комнатная муха *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) [3, 4]. Способность взрослых особей *M. domestica* быть механическим переносчиком таких патогенов, как яйца гельминтов, простейшие, вирусы и бактерии, в том числе антибиотикорезистентные штаммы, продемонстрирована рядом исследований [4, 5, 6, 7]. Так, бактерии *Mannheimia haemolytica*, *Pasteurella multocida*, *Histophilus somni*, вызывающие респираторные заболевания крупного рогатого скота, были выделены из особей *M. domestica*, собранных на откормочных площадках, где находились животные с симптомами данных заболеваний [5]. При исследовании гомогенатов, приготовленных из комнатных мух, населявших молочные и мясные фермы США, у выделенных бактерий идентифицировали гены устойчивости к тетрациклину и флорфениколам с распространенностью от 5 до 95,8% [6]. В лабораторных условиях была показана способность вируса ньюкаслской болезни сохраняться в инфицирующей дозе в кишечнике мух в течение четырех дней после питания зараженным молоком и одного дня – куриным пометом [7], что повышает риск распространения данного заболевания при наличии мух в птицеводческих хозяйствах. Учитывая ветеринарное значение зоофильных мух, необходимо контролировать их численность.

Несмотря на большой интерес к биологическим методам борьбы с вредными насекомыми, химический метод, основанный на использовании синтетических инсектицидных средств, остается повсеместно применяемым. Для защиты животных от насекомых и дезинсекции животноводческих помещений как в России, так и за рубежом наиболее часто используют синтетические пиретроиды, неоникотиноиды, фосфорорганические соединения (ФОС), карbamаты [4, 8].

Для *M. domestica* характерно достаточно быстрое развитие резистентности к инсектицидам при интенсивном их применении: например, в лабораторных условиях за 10–20 поколений выявлено более чем 20-кратное возрастание устойчивости к перметрину [9] и альфа-циперметрину [10]. Согласно ряду исследований, устойчивость к пиретроидам (дельтаметрин, перметрин, бета-цифлутрин, циперметрин) наблюдалась у природных популяций комнатной мухи в Китае [11, 12], Пакистане [9], Иране [13], США [14], Саудовской Аравии [10, 15], в Московской и Калужской областях нашей страны [8]. В Тюменской области также были зафиксированы толерантные и исключительно высокорезистентные к пиретроидам природные популяции [16, 17]. Устойчивые к ФОС популяции комнатной мухи были обнаружены, например, в Китае [12], Иране [18], Саудовской Аравии [15, 19]. Инсектицидная резистентность природных популяций *M. domestica* осложняет контроль их численности.

Молекулярной мишенью пиретроидов являются потенциалзависимые натриевые каналы (voltage-sensitive sodium channel, *vssc*), а маркером устойчивости к ним признано наличие мутаций в кодирующих данный белок генах – нокадаун-резистентность (*knockdown resistant*, *kdr*) [14, 20]. Из пяти известных аллелей, связанных с нечувствительностью мишени и, следовательно, с устойчивостью насекомых к пиретроидам, наиболее часто исследуют наличие *kdr* (L1014F) и *kdr-his* (L1014H) [13, 14, 20]. Нечувствительность мишени нередко сочетается с другим основным механизмом устойчивости к пиретроидам – усиленной детоксикацией инсектицидов посредством цитохром P450-зависимых монооксигеназ (*CYP*). Подтвержденным молекулярным маркером данного типа резистентности является наличие вставки из 15 пар нуклеотидов (п. н.) в гене *CYP6D1* [21, 22]. Ацетилхолинэстераза (АХЭ), кодируемая геном *ace*, является ключевым ферментом холинергической системы и основной мишенью ФОС и карbamатных инсектицидов, которые блокируют

передачу нервных импульсов в холинергических синапсах. Устойчивость к ФОС и карбаматам может быть обусловлена нечувствительностью АХЭ вследствие мутаций в гене *ace* либо вследствие мутаций в генах карбоксилэстеразы, приводящих к повышению гидролитической активности фермента по отношению к ФОС [20, 23]. Известно, что у *M. domestica* присутствует только один ген, кодирующий АХЭ, – *ace-2* [24] и подробно описаны шесть основных мутаций, связанных с устойчивостью к ФОС и карбаматам: V260L, A316S, G342A, G342V, F407Y и G445A [25, 26, 27].

Анализ резистентности к инсектицидам у природных популяций *M. domestica* в России традиционно проводится с помощью токсикологических методов [8, 17, 28], которые позволяют установить наличие устойчивого фенотипа и уровень резистентности и не дают представления о механизмах, лежащих в основе инсектицидной устойчивости [29]. Установление механизмов, обеспечивающих резистентность, и оценка потенциала ее формирования выполняются с помощью биохимических и молекулярных методов [30] и имеют критическое значение для обоснованного выбора инсектицидных средств и разработки схемы их применения. По сравнению с традиционными токсикологическими методами молекулярные исследования дают более полную информацию о структуре популяции, а сочетание токсикологических и молекулярных методов позволяет объективно оценить уровень адаптации популяции к инсектицидной нагрузке [31]. Среди молекулярных методов выявления мутаций, ассоциированных с инсектицидной устойчивостью, находит применение ПЦР-ПДРФ (полимеразная цепная реакция с детекцией мутаций с помощью анализа полиморфизма длин рестрикционных фрагментов) [32]. Метод ПЦР-ПДРФ является экономичным, простым в реализации и требует только базового молекулярно-генетического оборудования, он широко доступен и является достойной альтернативой секвенированию.

Цель исследования заключалась в тестировании методом ПЦР-ПДРФ особей *Musca domestica* трех природных популяций Тюменской области на наличие мутаций в генах *CYP*, *vssc* и *ace-2*, ассоциированных с устойчивостью к пиретроидам, ФОС и карбаматам.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Объектом исследования служили мухи *M. domestica* трех природных популяций, собранных в 2021–2023 гг. в животноводческих помещениях Тюменской области: Nov (56.53700°, 65.24238°), Cha (56.781583°, 65.96014°), Nik (55.55352°, 70.62864°). В условиях инсектария от собранных насекомых каждой популяции было получено первое поколение (F1), взрослые особи которого в возрасте 3–5 сут были заморожены и до исследования хранились при температуре –80 °C.

Из имаго мух (по 5 самок и самцов каждой популяции) ДНК выделяли методом щелочного лизиса [33]. Процесс амплификации выполняли на приборе Gene-Explorer GE-96G (Bioer, Китай) с использованием индивидуальной пары праймеров для каждого гена. Для генотипирования мутаций в гене *vssc* были использованы праймеры P1, P2, P3, P4, а для гена *ace-2* – праймеры AceF и AceR, заимствованные из исследования X. Qiu et al. [32]. Для генотипирования мутации в гене *CYP6D1* были использованы праймеры (S35 и AS2) и рестриктаза в соответствии с исследованием F. D. Rinkevich et al. [34]. Условия амплификации были идентичными, за исключением температуры отжига праймеров (табл. 1): 95 °C – 5 мин, затем 95 °C – 20 с, 62–53 °C – 30 с, 72 °C – 30 с (5 циклов), 95 °C – 20 с, 60–51 °C – 30 с, 72 °C – 30 с (35 циклов), 72 °C – 10 мин. Реакционная смесь для ПЦР включала: 1 µL тотальной ДНК; 4 µL готовой смеси для ПЦР 5X ScreenMix-HS (Евроген, Россия); 0,3 µL каждого праймера (25 мкМ); 14,4 µL очищенной стерильной воды (18,2 мкСм/см). Ферменты рестрикции с условиями реакции указаны в таблице 1. Визуализацию результатов рестрикции осуществляли при помощи 2%-го агарозного гель-электрофореза с добавлением красителя этидиум бромид.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Степень распространения и частота мутаций, ассоциированных с устойчивостью к пиретроидам и ФОС, были исследованы у природных популяций *M. domestica* в Дании [35], Турции [36], Иране [26, 37], США [14, 34], Казахстане [22], Объединенных Арабских Эмиратах (ОАЭ) [38] и других странах. В отношении российских популяций *M. domestica* оценка устойчивости к пиретроидам и другим инсектицидам

Таблица 1
Условия проведения ПЦР-ПДРФ-анализа

Table 1
PCR-RFLP assay conditions

Ген	Праймеры 5'–3'	Температура отжига, °C	Длина ампликона, п. н.	Рестриктаза	Мутация	Условия рестрикции
<i>vssc</i>	P1. GTGCTGTGCGGAGAGTGG P2. GAAGCCTCCATCCTGGGAG	60	156	Sse9I	L1014F	3 ч – 55 °C; 20 мин – 65 °C
	P3. AGCTGTATACCTTCTTCT P4. CGAAGTTGGACAAAGCAAA	51	220	Fat I	L1014H	
<i>CYP6D1</i>	S35. AGCTGACGAATTGATCAATCAGT AS2. CATTGGATCATTTTCTCATC	59	732–711	Hpy 188III	CYP6D1v	1 ч – 37 °C; 20 мин – 65 °C
<i>ace-2</i>	AceF. CGGTGCATTGGGTTTCTAC AceR. CGTAACCGCTAAGATCTGCTG	57	609	Mh1 I	G342	3 ч – 37 °C; 20 мин – 80 °C
				Aco I	G342A	3 ч – 37 °C; 20 мин – 65 °C

Таблица 2

Распределение обнаруженных мутаций, связанных с инсектицидной резистентностью, в трех популяциях *M. domestica* Тюменской области

Table 2

Distribution of detected mutations associated with insecticide resistance in three populations of *M. domestica* in the Tyumen Oblast

Популяция	Количество особей	Доля особей с мутацией L1014F, %	Число особей с генотипом			Частота аллеля, %	Доля особей с мутацией, %			Число особей с генотипом			Частота аллеля, %	
			L/L	L/F	F/F		G342A	G342V		G/G	G/A	G/V	A	V
Nov	10	70	3	3	4	55	0	0		10	0	0	0	0
Cha	10	70	3	4	3	50	60	0		4	6	0	30	0
Nik	10	40	6	2	2	30	10	40		5	1	4	5	25

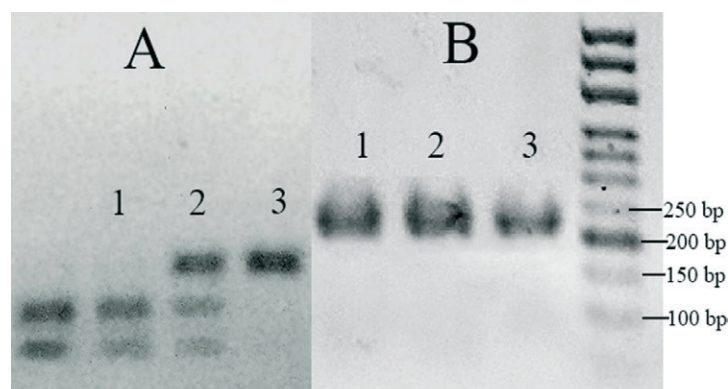


Рис. 1. Фрагмент электрофореграммы ПЦР-ПДРФ-анализа продуктов амплификации участка гена *vssc*:

А – с использованием рестриктазы *Sse9I*;

В – с использованием рестриктазы *Fat I*;

1 – 1014 (F/F), 2 – 1014 (L/F), 3 – 1014 (L/L)

Fig. 1. Electrophoregram for PCR-RFLP amplification products of the *vssc* gene region: А – using *Sse9I* restrictase;

В – using *Fat I* restrictase; 1 – 1014 (F/F), 2 – 1014 (L/F), 3 – 1014 (L/L)

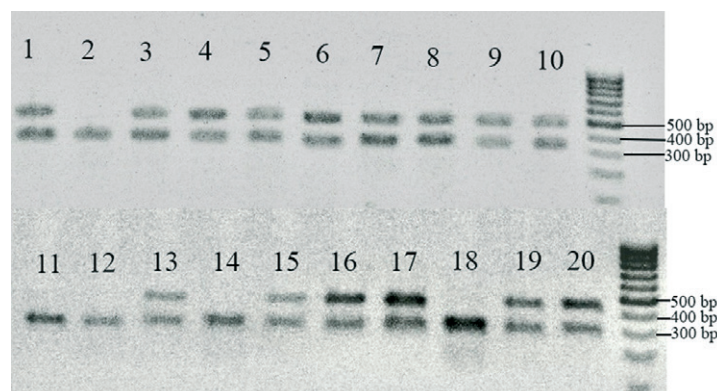


Рис. 2. Фрагмент электрофореграммы ПЦР-ПДРФ-анализа продуктов амплификации участка гена *CYP6D1* с использованием рестриктазы *Hpy 188III*:

1–20 – различные особи *M. domestica*

Fig. 2. Electrophoregram for PCR-RFLP amplification products of *CYP6D1* gene region using *Hpy 188III* restrictase:

1–20 – different *M. domestica* species

ранее проводилась в основном с помощью токсикологических методов [8, 17, 28]. Данные о результатах молекулярных исследований природных популяций комнатной мухи и генетическом потенциале форми-

рования инсектицидной устойчивости в локальных популяциях Российской Федерации в открытой печати не представлены.

Для генотипирования *vssc* методом ПЦР-ПДРФ используются рестриктазы *Sse9I* и *Fat I*. Рестриктаза *Sse9I* в случае наличия мутации L1014F разрезает ампликон размером 156 п. н. на 2 фрагмента с длинами 96 и 60 п. н. соответственно. Мутация L1014H выявляется с помощью фермента *Fat I*, который при наличии мутации разрезает ампликон 220 п. н. на фрагменты размерами 170 и 50 п. н. соответственно [22]. Объединив результаты двух анализов, нами были получены следующие генотипы (рис. 1): 1014 (L/L), 1014 (L/F), 1014 (F/F). Мутация L1014F была обнаружена у 70% исследованных особей популяции Nov и Cha и у 40% особей популяции Nik (табл. 2).

Для генотипирования *CYP* методом ПЦР-ПДРФ применяют рестриктазу *Hpy 188III*. Для резистентного аллеля *CYP6D1v1* характерна вставка в 15 п. н., которая нарушает последовательность распознавания фермента *Hpy 188III*. В результате после рестрикции фрагменты с длинами 432 и 279 п. н. будут характерны для генотипа дикого типа, а 732 п. н. – для несущего мутацию генотипа [34]. При исследовании не выявлен резистентный аллель *CYP6D1v1*, однако на рисунке 2 видно, что у некоторых особей бэнд в 432 п. н. дополнительно разрезается ферментом *Hpy 188III*.

ПЦР-ПДРФ-анализ гена *ace-2* был выполнен с использованием ферментов *Mh1 I* и *Aco I*. Рестриктаза *Mh1 I* имеет сайт рестрикции (GGC), который характерен для генотипа дикого типа – 342G. После рестрикции обнаружение двух фрагментов 361 и 248 п. н. на электрофореграмме свидетельствует о присутствии дикого типа, а фрагмент 609 п. н. – о наличии мутации G342A или G342V. Рестриктаза *Aco I* распознает наличие мутации G342A и разрезает ампликон на 2 фрагмента длиной 361 и 248 п. н. Таким образом, объединение двух анализов позволяет выявить 6 различных генотипов [32]. В нашем исследовании удалось обнаружить 3 различных генотипа (рис. 3). В популяции Nov мутации G342A или G342V не выявлены. В популяции Nik доля особей с мутациями G342A и G342V составила 10 и 40% соответственно. В популяции Cha обнаружена только мутация G342A у 60% особей (табл. 2).

В совокупности при проведении исследования методом ПЦР-ПДРФ было выявлено 3 мутации из 5 исследованных – L1014F, G342A, G342V. Частоты распределения резистентных аллелей по трем популяциям

представлены в таблице 2. Мутация *kdr* (L1014F) обнаружена в гетеро- и гомозиготном состоянии у 7 из 10 особей популяций Nov и Cha, у 4 из 10 особей популяции Nik. Мутация *kdr-his* (L1014H) не была выявлена ни в одной из трех популяций. По результатам исследования особей природных популяций *M. domestica* в Турции частота аллелей *kdr* и *kdr-his* составила 8 и 20% соответственно [36]. Обследование шести природных популяций комнатной мухи Казахстана показало наличие аллеля *kdr* в одной из популяций с частотой 5% и аллеля *kdr-his* в другой популяции с частотой 14,3% в гетерозиготном состоянии [22]. Интересно, что в иранской популяции *M. domestica* мутация L1014F не была зафиксирована, а процент полиморфизма *kdr-his* (L1014H) был невелик и составил 4,7% [37]. Напротив, в США мутация *kdr* (L1014F) присутствовала во всех шести исследованных популяциях комнатной мухи, обитающих на птицеводческих и животноводческих фермах, а *kdr-his* (L1014H) – в пяти. При этом частота аллелей *kdr-his* и *kdr* в популяциях варьировалась в широком диапазоне: 12,5–28,1% и 7,1–76,6% соответственно [14]. В недавно опубликованной работе сообщается об обнаружении *kdr*-аллеля у особей *M. domestica* из Объединенных Арабских Эмиратов с частотой от 9,4 до 46,9% [38]. По частоте резистентного аллеля *kdr* (30–55%) популяции комнатной мухи Тюменской области сопоставимы с популяциями из США и ОАЭ.

Согласно литературным данным, нокдаун-резистентность впервые была зарегистрирована у комнатной мухи в 1950-х гг. как нечувствительность натриевых каналов к действию дихлордифенилтрихлорэтана (ДДТ). Позднее было установлено, что такая устойчивость связана с нуклеотидной заменой (цитозина на тимин) в гене *vssc*, приводящей к замене лейцина на фенилаланин в позиции 1014 (L1014F) альфа-субъединицы натриевого канала [39]. В результате происходят структурные изменения белковой молекулы, влияющие на взаимодействие инсектицида с мишенью. Данная мутация приводит также к формированию устойчивости к пиретроидам, поскольку они имеют схожий с ДДТ механизм действия. Мутация L1014F, помимо *M. domestica*, была обнаружена у других двукрылых насекомых (например, комаров родов *Culex* и *Anopheles*, жигалок рода *Haematobia*, рыжего таракана (*Blattella germanica*), кошачьей блохи (*Ctenocephalides felis*), крысиной блохи (*Xenopsylla cheopis*), триатомовых клопов (например, *Triatoma infestans*) и других членистоногих [39, 40].

Одним из в достаточной мере описанных механизмов резистентности к пиретроидам у насекомых является усиление детоксикации, опосредованной CYP [41]. Такой тип инсектицидной устойчивости *M. domestica* связан с повышенной экспрессией гена *CYP6D1* при наличии вставки в 15 п. н. (аллель *CYP6D1v1*) [34]. В США резистентный аллель *CYP6D1v1* обнаруживали с частотой > 75% в 5 исследованных популяциях *M. domestica* [14]. По данным V. Taşkın et al., в турецкой популяции комнатной мухи частота *CYP6D1v1* составила 39% [36]. В Казахстане данный аллель присутствовал в 3 из 6 популяций *M. domestica* с гораздо меньшей частотой: 4,4–6,3% [22]. В нашем исследовании ПЦР-ПДРФ-анализ не выявил характерной для резистентного аллеля *CYP6D1v* вставки в 15 п. н., однако у особей популяций Nov и Cha была обнаружена мутация, описанная ранее для лабораторной культуры *M. domestica* [42].

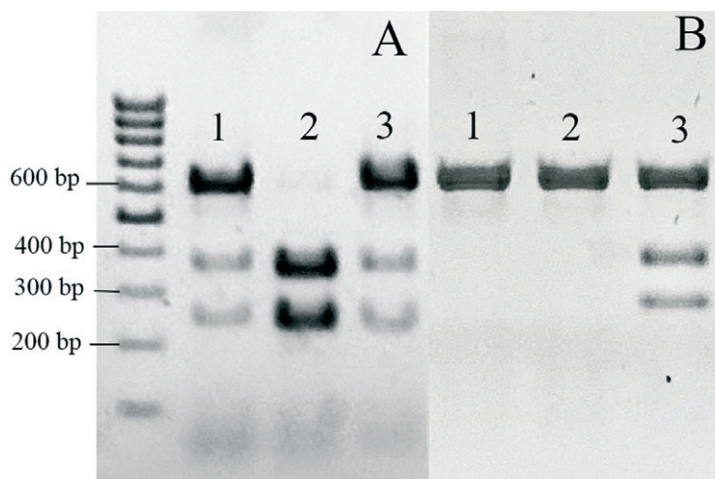


Рис. 3. Фрагмент электрофореграммы ПЦР-ПДРФ-анализа продуктов амплификации участка гена *ace-2*:

A – с использованием рестриктазы *Mh1 I*;

B – с использованием рестриктазы *Aco I*;

1 – 342 (G/V), 2 – 342 (G/G), 3 – 342 (G/A)

Fig. 3. Electrophoregram for PCR-RFLP amplification products of *ace-2* gene region: A – using *Mh1 I* restrictase;

B – using *Aco I* restrictase;

1 – 342 (G/V), 2 – 342 (G/G), 3 – 342 (G/A)

В работе J. C. Freeman et al. справедливо отмечено, что *CYP6D1v1* только частично ответственен за увеличение уровня экспрессии *CYP6D1* [14]. В силу высокой эволюционной пластичности CYPs другие их представители или другие еще не описанные мутации могут быть вовлечены в формирование устойчивости к инсектицидам в целом и пиретроидам в частности в локальных популяциях *M. domestica*.

Выявление достаточно большого процента особей с мутацией *kdr* среди *M. domestica* трех исследованных нами природных популяций не удивительно, поскольку, согласно проведенным опросам, в животноводческих хозяйствах, где были собраны насекомые, на протяжении нескольких сезонов для дезинсекции помещений и защиты животных от назойливых насекомых использовали пиретроиды (в основном дельтаметрин и цифлутрин). Применение этих инсектицидов в данном случае послужило фактором отбора, который, по-видимому, позволил мутации *kdr* (L1014F) закрепиться в исследованных популяциях. Считается, что в случае наличия мутации *kdr* (L1014F) формируется более высокий уровень резистентности к пиретроидам, чем при наличии мутации *kdr-his* (L1014H) [36, 37]. Для того чтобы замедлить появление высокорезистентных к пиретроидам популяций, в исследованных животноводческих хозяйствах целесообразно заменить пиретроиды на инсектициды с отличающимся механизмом действия (например, пирролы, оксадиазины, регуляторы развития насекомых и др.).

Высшие двукрылые имеют только один ген, кодирующий АХЭ, и, соответственно, у данной группы насекомых мутации, обеспечивающие устойчивость к ФОС и карбаматам, обнаружены только в гене *ace-2*. Такие мутации по отдельности или в комбинации приводят к аминокислотным заменам близко к каталитической триаде активного центра фермента, влияя на ориентацию аминокислот триады и ограничивая доступ и/или связывание объемных инсектицидов (ингибиторов

фермента) в субстратном центре белка [25]. Для *M. domestica* подробно описаны шесть таких мутаций: V260L, A316S, G342A, G342V, F407Y и G445A [25, 28]. Известно, что, помимо *M. domestica*, устойчивость к ФОС и карбаматам по сходному механизму формируется у других видов насекомых, например, зеленой мясной мухи *Lucilia cuprina* [43], *Drosophila melanogaster* [44, 45] и мух из семейства пестрокрылок *Bactrocera oleae* [46] и *Bactrocera dorsalis* [47]. В работе S. Başkurt et al. [48] указаны эквивалентные замены аминокислотных остатков в молекуле АХЭ для *M. domestica* и *D. melanogaster*. Литературные данные свидетельствуют о широкой распространенности по всему миру мутаций, лежащих в основе устойчивости комнатной мухи к ФОС и карбаматам. Так, резистентные аллели G342A и G342V были обнаружены у особей природных популяций *M. domestica* США, Китая, Ирана, Казахстана [14, 22, 26, 49]. У казахстанских популяций комнатной мухи резистентные аллели G342A и G342V встречались с частотой 27–48 и 0–20% соответственно [22]. Мутации G342A и G342V были выявлены у 30 и 40% иранских особей *M. domestica* соответственно [26]. В нашем исследовании резистентный аллель G342V был представлен только в популяции Nik (мутация присутствовала у 40% особей) с частотой 25%, аллель G342A в популяциях Nik (у 10% особей) и Cha (у 60% особей) с частотой 5 и 30% соответственно, а в популяции Nov данные мутации не обнаружены. Предполагается, что аллель с мутацией G342V играет более значимую роль в нечувствительности АХЭ и формировании высокого уровня устойчивости к отдельным инсектицидам в сравнении с G342A [14, 25, 49].

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В данном исследовании анализ ПЦР-ПДРФ позволил выявить присутствие аллеля *kdr* (L1014F), ответственного за формирование устойчивости к пиретроидам, с частотой 30–55% и аллелей G342A/V, связанных с устойчивостью к ФОС и карбаматам, с частотой 5–30% у особей соответственно трех и двух природных популяций *M. domestica* Тюменской области. Представленные данные свидетельствуют о потенциале формирования устойчивости к пиретроидам, ФОС и карбаматам в исследованных популяциях. На основании полученных результатов можно рекомендовать замену данных инсектицидов при проведении дезинсекции животноводческих помещений препаратами из других групп с целью сдерживания распространения резистентных аллелей в локальных популяциях *M. domestica*. Для более полной оценки ситуации по резистентности к пиретроидам, ФОС и карбаматам и потенциале ее формирования у *M. domestica* в России необходимы дальнейшие молекулярные исследования насекомых из разных регионов страны.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ / REFERENCES

1. Домацкий В. Н., Федорова О. А., Сибен А. Н. Эпизоотологическое и эпидемиологическое значение кровососущих двукрылых насекомых в условиях Крайнего Севера (обзор). *Российский паразитологический журнал*. 2018; 12 (4): 73–76. <https://doi.org/10.31016/1998-8435-2018-12-4-73-76>
2. Domatskiy V. N., Fedorova O. A., Siben A. N. Epizootological and epidemiological place of sanguivorous dipterans in a climate of the Arctic (review). *Russian Journal of Parasitology*. 2018; 12 (4): 73–76. <https://doi.org/10.31016/1998-8435-2018-12-4-73-76> (in Russ.)
3. Давлианидзе Т. А., Еремина О. Ю. Санитарно-эпидемиологическое значение и резистентность к инсектицидам природных популяций

- комнатной мухи *Musca domestica*. *Вестник защиты растений*. 2021; 104 (2): 72–86. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2021-104-2-14984>
4. Davlianidze T. A., Eremina O. Yu. Sanitary and epidemiological significance and resistance to insecticides in the housefly *Musca domestica*. *Plant Protection News*. 2021; 104 (2): 72–86. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2021-104-2-14984> (in Russ.)
5. Новак М. Д., Енгашев С. В., Мироненко А. В., Белова Л. М., Енгашева Е. С., Филимонов Д. Н. Динамика численности слепней и зоофильных мух в Центральном районе Российской Федерации. *Ветеринария*. 2020; (6): 28–32. <https://doi.org/10.30896/0042-4846.2020.23.6.28-32>
6. Novak M. D., Engashev S. V., Mironenko A. V., Belova L. M., Engasheva E. S., Filimonov D. N. Dynamics of population size of blinds and zoophilic flies in the Central area of the Russian Federation. *Veterinariya*. 2020; (6): 28–32. <https://doi.org/10.30896/0042-4846.2020.23.6.28-32> (in Russ.)
7. Geden C. J., Nayduch D., Scott J. G., Burgess E. R. IV, Gerry A. C., Kaufman P. E., et al. House fly (*Diptera: Muscidae*): biology, pest status, current management prospects, and research needs. *Journal of Integrated Pest Management*. 2021; 12 (1):39. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmaa021>
8. Neupane S., Nayduch D., Zurek L. House flies (*Musca domestica*) pose a risk of carriage and transmission of bacterial pathogens associated with bovine respiratory disease (BRD). *Insects*. 2019; 10 (10):358. <https://doi.org/10.3390/insects10100358>
9. Neupane S., Talley J. L., Taylor D. B., Nayduch D. Bacterial communities and prevalence of antibiotic resistance genes carried within house flies (*Diptera: Muscidae*) associated with beef and dairy cattle farms. *Journal of Medical Entomology*. 2023; 60 (6): 1388–1397. <https://doi.org/10.1093/jme/tjad112>
10. Chakrabarti S., King D. J., Cardona C. J., Gerry A. C. Persistence of exotic Newcastle disease virus (ENDV) in laboratory infected *Musca domestica* and *Fannia canicularis*. *Avian Diseases*. 2008; 52 (3): 375–379. <https://doi.org/10.1637/8173-111407-Reg>
11. Давлианидзе Т. А., Еремина О. Ю., Олифер В. В. Резистентность к инсектицидам комнатной мухи *Musca domestica* в центре Европейской части России. *Вестник защиты растений*. 2022; 105 (3): 114–121. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2022-105-3-15346>
12. Davlianidze T. A., Eremina O. Yu., Olifer V. V. Resistance to insecticides of housefly *Musca domestica* in the center of the European part of Russia. *Plant Protection News*. 2022; 105 (3): 114–121. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2022-105-3-15346> (in Russ.)
13. Khan H. A. A. Characterization of permethrin resistance in a *Musca domestica* strain: resistance development, cross-resistance potential and realized heritability. *Pest Management Science*. 2019; 75 (11): 2969–2974. <https://doi.org/10.1002/ps.5409>
14. Abbas N., Hafez A. M. Alpha-cypermethrin resistance in *Musca domestica*: Resistance instability, realized heritability, risk assessment, and insecticide cross-resistance. *Insects*. 2023; 14 (3):233. <https://doi.org/10.3390/insects14030233>
15. Li Q., Huang J., Yuan J. Status and preliminary mechanism of resistance to insecticides in a field strain of housefly (*Musca domestica*, L.). *Revista Brasileira de Entomologia*. 2018; 62 (4): 311–314. <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2018.09.003>
16. Wang J.-N., Hou J., Wu Y.-Y., Guo S., Liu Q.-M., Li T.-Q., Gong Z.-Y. Resistance of house fly, *Musca domestica* L. (*Diptera: Muscidae*), to five insecticides in Zhejiang Province, China: The situation in 2017. *Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology*. 2019; 2019 (1):4851914. <https://doi.org/10.1155/2019/4851914>
17. Ahmadi E., Khajehali J., Rameshgar F. Evaluation of resistance to permethrin, cypermethrin and deltamethrin in different populations of *Musca domestica* (L.), collected from the Iranian dairy cattle farms. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 2020; 23 (2): 277–284. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.01.014>
18. Freeman J. C., Ross D. H., Scott J. G. Insecticide resistance monitoring of house fly populations from the United States. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 2019; 158: 61–68. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.04.006>
19. Hafez A. M. First evaluation of field evolved resistance to commonly used insecticides in house fly populations from Saudi Arabian dairy farms. *Insects*. 2021; 12 (12):1120. <https://doi.org/10.3390/insects12121120>
20. Павлов С. Д., Павлова Р. П., Мавлютов С. М. О резистентности насекомых комплекса гнус и комнатной мухи к действию современных инсектицидов. *Энтомологические исследования в Северной Азии: материалы VII Межрегионального совещания энтомологов Сибири и Дальнего Востока в рамках Сибирской зоологической конференции (Новосибирск, 20–24 сентября 2006 г.)*. Новосибирск: Институт систематики и экологии животных СО РАН; 2006; 416–418. <https://elibrary.ru/twthrz>
21. Pavlov S. D., Pavlova R. P., Mavlyutov S. M. O rezistentnosti nasekomykh kompleksa gnus i komnatnoi mukhi k deistviyu sovremennykh insektsidov = On resistance of gnat and housefly complex against modern insecticides. *Entomologicheskie issledovaniya v Severnoi Azii: materialy VII Mezregional'nogo soveshchaniya entomologov Sibiri i Dal'nego Vostoka v ramkakh*

- Sibirskoi zoologicheskoi konferentsii (Novosibirsk, 20–24 sentyabrya 2006 g.) = Entomological studies in Northern Asia: Proceedings of the VII Interregional Meeting of Entomologists of Siberia and the Far East within the framework of the Siberian Zoological Conference (Novosibirsk, September 20–24, 2006).* Novosibirsk: Institute of Systematics and Ecology of Animals of Siberian Branch of Russian Academy of Sciences; 2006; 416–418. <https://elibrary.ru/ttwhrz> (in Russ.)
17. Левченко М. А., Силиванова Е. А., Хлызова Т. А., Бикиняева Р. Х., Метелица И. А. Чувствительность природной популяции *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) к пиретроидным инсектицидам. *Российский журнал «Проблемы ветеринарной санитарии, гигиены и экологии»*. 2017; (4): 71–75. <https://elibrary.ru/ymeyas>
- Levchenko M. A., Silivanova E. A., Hlyzova T. A., Bikiñjaeva R. H., Metelitsa I. A. Susceptibility of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) field population to pyrethroid insecticides. *Russian Journal "Problems of Veterinary Sanitation, Hygiene and Ecology"*. 2017; (4): 71–75. <https://elibrary.ru/ymeyas> (in Russ.)
18. Ahmadi E., Khajehali J. Dichlorvos resistance in the house fly populations, *Musca domestica*, of Iranian cattle farms. *Journal of Arthropod-Borne Diseases*. 2020; 14 (4): 344–352. <https://doi.org/10.18502/jad.v14i4.5271>
19. Abobakr Y., Al-Hussein F. I., Bayoumi A. E., Alzabib A. A., Al-Sarar A. S. Organophosphate insecticides resistance in field populations of house flies, *Musca domestica* L.: Levels of resistance and acetylcholinesterase activity. *Insects*. 2022; 13 (2):192. <https://doi.org/10.3390/insects13020192>
20. Еремина О. Ю., Лопатина Ю. В. Молекулярно-генетические механизмы резистентности к инсектицидам у насекомых. *Медицинская паразитология и паразитарные болезни*. 2017; (4): 44–53. <https://elibrary.ru/yurkfg>
- Eremina O. Yu., Lopatina Yu. V. Molecular genetic mechanisms of insecticide resistance in insects. *Medical Parasitology and Parasitic Diseases*. 2017; (4): 44–53. <https://elibrary.ru/yurkfg> (in Russ.)
21. Pan J., Yang C., Liu Y., Gao Q., Li M., Qiu X. Novel cytochrome P450 (CYP6D1) and voltage sensitive sodium channel (Vssc) alleles of the house fly (*Musca domestica*) and their roles in pyrethroid resistance. *Pest Management Science*. 2018; 74 (4): 978–986. <https://doi.org/10.1002/ps.4798>
22. Qu R., Zhu J., Li M., Jashenko R., Qiu X. Multiple genetic mutations related to insecticide resistance are detected in field Kazakhstani house flies (*Muscidae: Diptera*). *Journal of Medical Entomology*. 2021; 58 (6): 2338–2348. <https://doi.org/10.1093/jme/tjab110>
23. Li Y., Farnsworth C. A., Coppin C. W., Teese M. G., Liu J.-W., Scott C., et al. Organophosphate and pyrethroid hydrolase activities of mutant Esterases from the cotton bollworm *Helicoverpa armigera*. *PLoS ONE*. 2013; 8 (10):e77685. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0077685>
24. Kim Y. H., Lee S. H. Which acetylcholinesterase functions as the main catalytic enzyme in the Class Insecta? *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 2013; 43 (1): 47–53. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2012.11.004>
25. Walsh S. B., Dolden T. A., Moores G. D., Kristensen M., Lewis T., Devonshire A. L., Williamson M. S. Identification and characterization of mutations in housefly (*Musca domestica*) acetylcholinesterase involved in insecticide resistance. *Biochemical Journal*. 2001; 359 (1): 175–181. <https://doi.org/10.1042/0264-6021:3590175>
26. Adib D., Jafari A., Silivanova E., Basseri H., Gholizadeh S. Molecular analysis of acetylcholinesterase gene in field-collected populations of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in Northwestern Iran. *Journal of Insect Science*. 2023; 23 (4):9. <https://doi.org/10.1093/jisesa/lead054>
27. Alzabib A. A., Al-Sarar A. S., Abobakr Y., Saleh A. A. Single and combined mutations of acetylcholinesterase gene giving resistance to pirimiphos-methyl in *Musca domestica* slaughterhouse populations. *Insects*. 2023; 14 (3):218. <https://doi.org/10.3390/insects14030218>
28. Левченко М. А., Силиванова Е. А., Шумилова П. А., Сенникова Н. А. Инсектицидная чувствительность и ферментативная активность у *Musca domestica* L. природных популяций. *Российский журнал «Проблемы ветеринарной санитарии, гигиены и экологии»*. 2021; (4): 428–435. <https://doi.org/10.36871/vet.san.hyg.ecol.202104008>
- Levchenko M. A., Silivanova E. A., Shumilova P. A., Sennikova N. A. Insecticidal susceptibility and detoxification enzyme activities in *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) of field populations. *Russian Journal "Problems of Veterinary Sanitation, Hygiene and Ecology"*. 2021; (4): 428–435. <https://doi.org/10.36871/vet.san.hyg.ecol.202104008> (in Russ.)
29. Р 4.2.3676-20 Методы лабораторных исследований и испытаний дезинфекционных средств для оценки их эффективности и безопасности: руководство. М.: Федеральная служба по надзору в сфере защиты прав потребителей и благополучия человека; 2020. <https://docs.cntd.ru/document/573820733>
- R 4.2.3676-20 Laboratory methods of disinfectant tests and trials to assess their effectiveness and safety: a study guide. Moscow: Federal Service for the Oversight of Consumer Protection and Welfare; 2020. <https://docs.cntd.ru/document/573820733> (in Russ.)
30. World Health Organization. Manual for monitoring insecticide resistance in mosquito vectors and selecting appropriate interventions. Geneva: World Health Organization; 2022. 65 p. <https://www.who.int/publications/i/item/9789240051089>
31. Удалов М. Б., Беньковская Г. В. Популяционная генетика колорадского жука: от генотипа до фенотипа. *Вавиловский журнал генетики и селекции*. 2011; 15 (1): 156–172. <https://elibrary.ru/nypugv>
- Udalov M. B., Benkovskaya G. V. Population genetics of the Colorado potato beetle: from genotype to phenotype. *Vavilov Journal of Genetics and Breeding*. 2011; 15 (1): 156–172. <https://elibrary.ru/nypugv> (in Russ.)
32. Qiu X., Pan J., Li M., Li Y. PCR-RFLP methods for detection of insecticide resistance-associated mutations in the house fly (*Musca domestica*). *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 2012; 104 (3): 201–205. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2012.08.002>
33. Bender W., Spierer P., Hogness D. S., Chambon P. Chromosomal walking and jumping to isolate DNA from the *Ace* and *rosy* loci and the bithorax complex in *Drosophila melanogaster*. *Journal of Molecular Biology*. 1983; 168 (1): 17–33. [https://doi.org/10.1016/s0022-2836\(83\)80320-9](https://doi.org/10.1016/s0022-2836(83)80320-9)
34. Rinkevich F. D., Zhang L., Hamm R. L., Brady S. G., Lazzaro B. P., Scott J. G. Frequencies of the pyrethroid resistance alleles of *Vssc1* and *CYP6D1* in house flies from the eastern United States. *Insect Molecular Biology*. 2006; 15 (2): 157–167. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2583.2006.00620.x>
35. Huang J., Kristensen M., Qiao C. L., Jespersen J. B. Frequency of *kdr* gene in house fly field populations: correlation of pyrethroid resistance and *kdr* frequency. *Journal of Economic Entomology*. 2004; 97 (3): 1036–1041. <https://doi.org/10.1093/jee/97.3.1036>
36. Taşkın V., Başkurt S., Doğan E., Taşkın B. G. Frequencies of pyrethroid resistance-associated mutations of *Vssc1* and *CYP6D1* in field populations of *Musca domestica* L. in Turkey. *Journal of Vector Ecology*. 2011; 36 (2): 239–247. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2011.00164.x>
37. Kamdar S., Farmani M., Akbarzadeh K., Jafari A., Gholizadeh S. Low frequency of knockdown resistance mutations in *Musca domestica* (Muscidae: Diptera) collected from Northwestern Iran. *Journal of Medical Entomology*. 2019; 56 (2): 501–505. <https://doi.org/10.1093/jme/tjy177>
38. Hamdan M., Kamalanathan T., Iqbal A., Gnanaprakasam A. R., Shajahan S., Alsadeq M. H., et al. *kdr* mutations and deltamethrin resistance in house flies in Abu Dhabi, UAE. *Parasites & Vectors*. 2024; 17 (1):47. <https://doi.org/10.1186/s13071-024-06128-5>
39. Rinkevich F. D., Du Y., Dong K. Diversity and convergence of sodium channel mutations involved in resistance to pyrethroids. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 2013; 106 (3): 93–100. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2013.02.007>
40. Hutton S. M., Miariñjara A., Stone N. E., Raharimalala F. N., Raveloson A. O., Rakotobe Harimanana R., et al. Knockdown resistance mutations are common and widely distributed in *Xenopsylla cheopis* fleas that transmit plague in Madagascar. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 2023; 17 (8):e0011401. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011401>
41. Liu N., Li M., Gong Y., Liu F., Li T. Cytochrome P450s – Their expression, regulation, and role in insecticide resistance. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 2015; 120: 77–81. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2015.01.006>
42. Krestonoshina K., Melnichuk A., Kinareikina A., Maslakova K., Yangirova L., Silivanova E. The P450-monoxygenase activity and CYP6D1 expression in the chlorfenapyr-resistant strain of *Musca domestica* L. *Insects*. 2024; 15 (6):461. <https://doi.org/10.3390/insects15060461>
43. Chen Z., Newcomb R., Forbes E., McKenzie J., Batterham P. The acetylcholinesterase gene and organophosphorus resistance in the Australian sheep blowfly, *Lucilia cuprina*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 2001; 31 (8): 805–816. [https://doi.org/10.1016/s0965-1748\(00\)00186-7](https://doi.org/10.1016/s0965-1748(00)00186-7)
44. Mutero A., Pralavorio M., Bride J. M., Fournier D. Resistance-associated point mutations in insecticide-insensitive acetylcholinesterase. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 1994; 91 (13): 5922–5926. <https://doi.org/10.1073/pnas.91.13.5922>
45. Menozzi P., Shi M. A., Lougarre A., Tang Z. H., Fournier D. Mutations of acetylcholinesterase which confer insecticide resistance in *Drosophila melanogaster* populations. *BMC Evolutionary Biology*. 2004; 4:4. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-4-4>
46. Pereira-Castro I., van Asch B., Trindade Rei F., Teixeira Da Costa L. *Bactrocera oleae* (Diptera: Tephritidae) organophosphate resistance alleles in Iberia: Recent expansion and variable frequencies. *European Journal of Entomology*. 2015; 112 (1): 20–26. <https://doi.org/10.14411/eje.2015.019>
47. Hsu J.-C., Haymer D. S., Wu W.-J., Feng H.-T. Mutations in the acetylcholinesterase gene of *Bactrocera dorsalis* associated with resistance to organophosphorus insecticides. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 2006; 36 (5): 396–402. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2006.02.002>
48. Başkurt S., Taşkın B. G., Doğan E., Taşkın V. Polymorphism in the acetylcholinesterase gene of *Musca domestica* L. field populations in Turkey.

Journal of Vector Ecology. 2011; 36 (2): 248–257. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2011.00165.x>

49. Yang X., Mou R., Liang Q., Cheng J., Wu Y., Tan W., Wu J. Frequency and polymorphism of acetylcholinesterase gene involved in the organophosphate resistance of *Musca domestica* in Guizhou Province, China.

Archives of Insect Biochemistry and Physiology. 2023; 114 (3):e22045. <https://doi.org/10.1002/arch.22045>

Поступила в редакцию / Received 20.08.2024

Поступила после рецензирования / Revised 14.10.2024

Принята к публикации / Accepted 06.11.2024

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ / INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Мельничук Анастасия Дмитриевна, младший научный сотрудник лаборатории молекулярной биологии и биотехнологии насекомых ВНИИВЭА – филиал ТюмНЦ СО РАН, г. Тюмень, Россия; <https://orcid.org/0000-0002-3926-4754>, melnichukad1999@gmail.com

Крестовошина Ксения Сергеевна, заведующий лабораторией молекулярной биологии и биотехнологии насекомых ВНИИВЭА – филиал ТюмНЦ СО РАН, г. Тюмень, Россия; <https://orcid.org/0000-0003-3607-3706>, krutko.k.s@hotmail.com

Кинарейкина Анна Григорьевна, аспирант, младший научный сотрудник лаборатории молекулярной биологии и биотехнологии насекомых ВНИИВЭА – филиал ТюмНЦ СО РАН, г. Тюмень, Россия; <https://orcid.org/0000-0002-3194-873X>, kinareickina@yandex.ru

Маслакова Ксения Юрьевна, младший научный сотрудник лаборатории молекулярной биологии и биотехнологии насекомых ВНИИВЭА – филиал ТюмНЦ СО РАН, г. Тюмень, Россия; <https://orcid.org/0000-0002-9688-5207>, k.y.maslakova@gmail.com

Янгирова Лиана Януровна, аспирант, младший научный сотрудник лаборатории молекулярной биологии и биотехнологии насекомых ВНИИВЭА – филиал ТюмНЦ СО РАН, г. Тюмень, Россия; <https://orcid.org/0000-0002-7546-485X>, lianayangirova137@gmail.com

Силиванова Елена Анатольевна, канд. биол. наук, ведущий научный сотрудник лаборатории молекулярной биологии и биотехнологии насекомых ВНИИВЭА – филиал ТюмНЦ СО РАН, г. Тюмень, Россия; <https://orcid.org/0000-0003-0872-8509>, sylvanovaea@mail.ru

Anastasia D. Melnichuk, Junior Researcher, Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, Tyumen, Russia; <https://orcid.org/0000-0002-3926-4754>, melnichukad1999@gmail.com

Kseniya S. Krestonoshina, Head of Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, Tyumen, Russia; <https://orcid.org/0000-0003-3607-3706>, krutko.k.s@hotmail.com

Anna G. Kinareikina, Postgraduate Student, Junior Researcher, Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, Tyumen, Russia; <https://orcid.org/0000-0002-3194-873X>, kinareickina@yandex.ru

Kseniya Yu. Maslakova, Junior Researcher, Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, Tyumen, Russia; <https://orcid.org/0000-0002-9688-5207>, k.y.maslakova@gmail.com

Liana Ya. Yangirova, Postgraduate Student, Junior Researcher, Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, Tyumen, Russia; <https://orcid.org/0000-0002-7546-485X>, lianayangirova137@gmail.com

Elena A. Silivanova, Cand. Sci. (Biology), Leading Researcher, Laboratory of Insect Molecular Biology and Biotechnology, All-Russian Scientific Research Institute of Veterinary Entomology and Arachnology – Branch of Tyumen Scientific Centre SB RAS, Tyumen, Russia; <https://orcid.org/0000-0003-0872-8509>, sylvanovaea@mail.ru

Вклад авторов: Мельничук А. Д. – проведение исследований, подготовка текста, визуализация данных; Крестовошина К. С. – проведение исследований, разработка методологии, ресурсное обеспечение исследования; Кинарейкина А. Г. – подготовка и редактирование текста; Маслакова К. Ю. – подготовка и редактирование текста; Янгирова Л. Я. – подготовка и редактирование текста; Силиванова Е. А. – разработка концепции, утверждение окончательного варианта, ресурсное обеспечение исследования.

Contribution of the authors: Melnichuk A. D. – conducting a research, text preparation, data visualization; Krestonoshina K. S. – conducting a research, development of methodology, provision of research resources; Kinareikina A. G. – text preparation and editing; Maslakova K. Yu. – text preparation and editing; Yangirova L. Ya. – text preparation and editing; Silivanova E. A. – conceptualization, approval of the final draft, provision of research resources.