



Засорители рапса
в Западной Сибири

15

Ареалы кожеедов
на территории России

34

Тобамовирус крапчатой
мозаики томата

48

ФИТОСАНИТАРИЯ. КАРАНТИН РАСТЕНИЙ

PLANT HEALTH AND QUARANTINE

Свидетельство
о регистрации СМИ ПИ
№ ФС 77-76606
ISSN: 2782-327X

Русско-английский научный журнал

Август № 3 (15) 2023

СТАТЬЯ НОМЕРА:

Национальный доклад о карантинном фитосанитарном состоянии
территории Российской Федерации в 2022 году

2



Диагностика вируса метельчатости
верхушек картофеля

25

Радиационная
дезинсекция

60

Редакционная коллегия

Editorial board

ГЛАВНЫЙ РЕДАКТОР:

СОЛОВЬЕВ А.А. – доктор биологических наук, профессор, профессор РАН, заместитель директора ФГБУ «ВНИИКР»,
e-mail: solovievaa@vniikr.ru

РЕДАКЦИОННАЯ КОЛЛЕГИЯ ЖУРНАЛА:

КАРМАЗИН А.П. – кандидат биологических наук, заместитель Руководителя Россельхознадзора, Москва, Россия

ДОЛЖЕНКО В.И. – академик РАН, профессор, доктор сельскохозяйственных наук, руководитель центра биологической регламентации пестицидов, старший научный сотрудник ФГБНУ ВИЗР

ЛАЧУГА Ю.Ф. – академик РАН, профессор, доктор технических наук, член Президиума РАН

СОЛОВЬЕВА Н.Н. – кандидат биологических наук, начальник Управления фитосанитарного надзора и семенного контроля Россельхознадзора, Москва, Россия

МУСОЛИН Д.Л. – доктор биологических наук, научный сотрудник, Европейская и Средиземноморская организация по защите растений, Париж, Франция

ШАМИЛОВ А.С. – кандидат биологических наук, эксперт ФАО по сельскому хозяйству, заместитель начальника группы по разработке стандартов Секретариата МККЗР, Рим, Италия

УПАДЫШЕВ М.Т. – доктор сельскохозяйственных наук, профессор РАН, член-корреспондент РАН, заведующий отделом биотехнологий и защиты растений ФГБНУ «ВСТИСП», Москва, Россия

ПРИДАННИКОВ М.В. – кандидат биологических наук, заместитель директора Центра паразитологии при ИПЭЭ РАН им. А.Н. Северцова, Москва, Россия

БАЛАШОВА И.Т. – доктор биологических наук, главный научный сотрудник лаборатории новых технологий ФГБНУ «Федеральный научный центр овощеводства», поселок ВНИИССОК, Одинцовский городской округ, Московская обл., Россия

ДЖАЛИЛОВ Ф.С. – доктор биологических наук, профессор, заведующий лабораторией защиты растений МСХА им. К.А. Тимирязева, Москва, Россия

УСКОВ А.И. – доктор сельскохозяйственных наук, заведующий отделом биотехнологии и иммунодиагностики ФГБНУ ВНИИКХ им. А.Г. Лорха, д. п. Красково, г. Люберцы, Московская обл., Россия

КОРНЕВ К.П. – кандидат биологических наук, заместитель директора ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия

ШНЕЙДЕР Ю.А. – кандидат биологических наук, начальник научно-методического и экспериментального центра ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия

РЕДАКЦИЯ:

ЗИНОВЬЕВА С.Г. – специалист по связям с общественностью редакционно-издательского отдела ФГБУ «ВНИИКР»

ОЛЕШКЕВИЧ В.В. – шеф-редактор, кандидат филологических наук

ЧЕРЕПАНОВА В.В. – редактор-корректор

БОНДАРЕНКО Г.Н. – начальник ИЛЦ ФГБУ «ВНИИКР», кандидат биологических наук

КАРИМОВА Е.В. – начальник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», кандидат биологических наук

ДРЕНОВА Н.В. – старший научный сотрудник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР»

КАСАТКИН Д.Г. – ведущий научный сотрудник Ростовского филиала ФГБУ «ВНИИКР», кандидат биологических наук

КУЛАКОВА Ю.Ю. – ведущий научный сотрудник-начальник научно-методического отдела инвазивных видов растений ФГБУ «ВНИИКР», кандидат биологических наук

КУРБАТОВ С.А. – начальник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР», кандидат биологических наук

СУДАРИКОВА С.В. – старший научный сотрудник лаборатории гельминтологии ИЛЦ ФГБУ «ВНИИКР»

КУЧЕРЯВЫХ В.С. – переводчик, кандидат филологических наук

СПЕЦИАЛЬНОСТИ:

4.1.3 – Агрохимия, агропочвоведение, защита и карантин растений

4.1.1 – Общее земледелие и растениеводство

4.1.2 – Селекция, семеноводство и биотехнология растений

CHIEF EDITOR:

A.A. SOLOVIEV – Doctor of Advanced Studies in Biology, Professor, Professor of the RAS, Deputy Director of FGBU “VNIICR”,
e-mail: solovievaa@vniikr.ru

EDITORIAL BOARD:

A.P. KARMAZIN – PhD in Biology, Deputy Head of Rosselkhoznadzor, Moscow, Russia

V.I. DOLZHENKO – Member of the RAS, Professor, Doctor of Advanced Studies in Agriculture, Head of the Center for Pesticides Biological Regulation, Senior Researcher of FSBSI VIZR

YU.F. LACHUGA – RAS Member of the, Professor, Doctor of Advanced Studies in Engineering, RAS Presidium member

N.N. SOLOVYOVA – PhD in Biology, Head of the Department of Phytosanitary Surveillance and Seed Control of Rosselkhoznadzor, Moscow, Russia

D.L. MUSOLIN – Doctor of Advanced Studies in Biology, Researcher, EPPO, Paris, France

A.S. SHAMILOV – PhD in Biology, FAO Expert in Agriculture, Deputy Head of IPPC Secretariat Standards Development Group, Rome, Italy

M.T. UPADYSHEV – Doctor of Advanced Studies in Agriculture, Professor of the RAS, Corresponding Member of the RAS, Head of the Biotechnology and Plant Protection Department of FGBNU “All-Russian Horticultural Institute for Breeding, Agrotechnology and Nursery”, Moscow, Russia

M.V. PRIDANNIKOV – PhD in Biology, Deputy Director of the Center of Parasitology of A.N. Severtsov Institute of Ecology and Evolution, RAS, Moscow, Russia

I.T. BALASHOVA – Doctor of Advanced Studies in Biology, Chief Researcher of the Laboratory of New Technologies of FGBNU “Federal Scientific Center of Vegetable Growing”, VNIISOK, Odintsovo city district, Moscow Oblast, Russia

F.S. DZHALILOV – Doctor of Advanced Studies in Biology, Professor, Head of the Plant Protection Laboratory at Russian State Agrarian University – Moscow Timiryazev Agricultural Academy, Moscow, Russia

A.I. USKOV – Doctor of Advanced Studies in Agriculture, Head of the Biotechnology and Immunodiagnosics Department of FGBNU “Lorch Potato Research Institute”, Kraskovo, Lyubertsy, Moscow Oblast, Russia

K.P. KORNEV – PhD in Biology, Deputy Director of FGBU “VNIICR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia

YU.A. SHNEYDER – PhD in Biology, Head of Research and Methodology and Experimental Center, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia

EDITORSHIP:

S.G. ZINOVYEVA – PR specialist of Editorial and Publishing Department, FGBU “VNIICR”

V.V. OLESHKEVICH – Editor-in-Chief, PhD in Philology

V.V. CHEREPANOVA – Copy Editor

G.N. BONDARENKO – Head of the Testing Laboratory Center of FGBU “VNIICR”, PhD in Biology

E.V. KARIMOVA – Head of the Scientific and Methodological Department of Virology and Bacteriology of the FGBU “VNIICR”, PhD in Biology

N.V. DRENOVA – Senior Researcher, Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU “VNIICR”

D.G. KASATKIN – Leading Researcher of the Rostov Branch of FGBU “VNIICR”, PhD in Biology

YU.YU. KULAKOVA – Leading Researcher, Head of Research and Methodology Department of Invasive Plant Species, FGBU “VNIICR”, PhD in Biology

S.A. KURBATOV – Head of the Entomological Research and Methodology Department of FGBU “VNIICR”, PhD in Biology

S.V. SUDARIKOVA – Senior Researcher, Helminthology Laboratory of Testing Laboratory Center, FGBU “VNIICR”

V.S. KUCHERYAVYKH – Translator, PhD in Philology

SPECIALTIES:

4.1.3 – Agrochemistry, agricultural soil science, plant protection and quarantine

4.1.1 – General farming and crop production

4.1.2 – Breeding, seed production and plant biotechnology

Содержание | Content

МОНИТОРИНГ

Национальный доклад о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации в 2022 году

MONITORING

National report on the quarantine phytosanitary state of the territory of the Russian Federation in 2022

2

Сорные растения, засоряющие семена рапса, выращиваемого в Западной Сибири, и фитосанитарные риски, связанные с ними

Т.В. ЭБЕЛЬ, С.И. МИХАЙЛОВА

Weeds contaminating rape seeds grown in Western Siberia and phytosanitary risks associated with them

TATYANA V. EBEL, SVETLANA I. MIKHAILOVA

15

ДИАГНОСТИКА

Выявление вируса метельчатости верхушек картофеля методом ПЦР с обратной транскрипцией в режиме реального времени

М.А. ПРУЧКИНА, Ю.А. ШНЕЙДЕР, Т.С. ЖИВАЕВА

DIAGNOSIS

Detection of Potato mop-top virus by real-time RT-PCR

MARIA A. PRUCHKINA, YURI A. SHNEYDER, TATIANA S. ZHIVAIEVA

25

АРЕАЛЫ КВО

История формирования ареалов некоторых инвазивных видов жуков-кожеецов (Coleoptera: Dermestidae) на территории Российской Федерации

Н.И. ЕРШОВА, М.В. УШКОВА

QUARANTINE PEST AREAS

The area formation history of some invasive dermestid beetle species (Coleoptera: Dermestidae) on the territory of the Russian Federation

NATALIYA I. ERSHOVA, MARIA V. USHKOVA

34

НАУКА И ПРАКТИКА

Тобамовирус крапчатой мозаики томата – новая угроза овощеводству. Результаты оценки серодиагностики для его выявления

Е.В. КАРИМОВА, Ю.А. ШНЕЙДЕР, Ю.Н. ПРИХОДЬКО, Е.Н. ЛОЗОВАЯ, Т.С. ЖИВАЕВА, И.Г. БАШКИРОВА

RESEARCH AND PRACTICE

Tomato mottle mosaic virus – a new threat to vegetable production. Results of the evaluation of serodiagnosis for its detection

ELENA V. KARIMOVA, YURI A. SHNEYDER, YURI N. PRIKHODKO, EVGENIA N. LOZOVAYA, TATIANA S. ZHIVAIEVA, IDA G. BASHKIROVA

48

ОБЕЗЗАРАЖИВАНИЕ

Перспективы использования радиационной дезинсекции для карантинного фитосанитарного обеззараживания

Я.Б. МОРДКОВИЧ, Л.И. БАРАНОВА

DISINFESTATION

Prospects for the application of irradiation for stored product pest control

YAKOV B. MORDKOVICH, LUBOV I. BARANOVA

60

Журнал «Фитосанитария. Карантин растений» зарегистрирован в Федеральной службе по надзору в сфере связи, информационных технологий и массовых коммуникаций (Роскомнадзор), свидетельство о регистрации ПИ № ФС 77-76606 от 15 августа 2019 года
Фото на обложке: Картофель с симптомами PMTV (автор фото: Н.А. Хорина)
Дизайн и верстка: Мария Бондарь
Учредитель: ФГБУ «ВНИИКР», 140150, Московская область, г. о. Раменский, р. п. Быково, ул. Пограничная, д. 32

Издатель: ООО «Вейнард»
Телефон редакции: 8 (495) 925-06-34
Электронная почта: veinardltd@gmail.com
Индексы издания для подписки в каталогах:
АО «Агентство «Роспечать» – 81075
ООО «Агентство Книга-Сервис» – 33095
Отпечатано в типографии
ООО «ГРАН ПРИ», 152900, Ярославская область, г. Рыбинск, ул. Луговая, 7
Тираж 3000 экз.
Подписано в печать: 18.08.2023
Дата выхода в свет: 04.09.2023

The Journal "Plant Health and Quarantine" is registered by the Federal Service for Supervision of Communications, Information Technology and Mass Media (Roskomnadzor), Registration Certificate No. FS 77-76606, August 15, 2019
Photo on the cover: Potato with PMTV symptoms (photo by: N.A. Khorina)
Design & Composition: Mariya Bondar
Establisher: FGBU VNIKR, 140150, Moskovskaya oblast, Urban district Ramensky, r. p. Bykovo, Pogranichnaya ulitsa, 32

Publisher: ООО "Veynard"
Editorial Board Office:
Tel: +7 (495) 925-06-34
E-mail: veinardltd@gmail.com
Subscription indexes:
АО Агентство "Rospechat" – 81075
ООО Агентство "Kniga-Servis" – 33095
Printing house:
GRAND PRI,
7 Lugovaya St., Rybinsk,
Yaroslavl Oblast, 152900
Circulation: 3000 copies
Approved for print: 18/08/2023
Issue date: 04/09/2023

МИНИСТЕРСТВО СЕЛЬСКОГО ХОЗЯЙСТВА
РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ
ФЕДЕРАЛЬНАЯ СЛУЖБА ПО ВЕТЕРИНАРНОМУ
И ФИТОСАНИТАРНОМУ НАДЗОРУ

НАЦИОНАЛЬНЫЙ ДОКЛАД о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации в 2022 году

Москва, 2023 год

Содержание

ВВЕДЕНИЕ	2
РАЗДЕЛ 1. РАСПРОСТРАНЕНИЕ КАРАНТИННЫХ ОБЪЕКТОВ НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2022 ГОДУ	3
РАЗДЕЛ 2. УСТАНОВЛЕНИЕ КАРАНТИННЫХ ФИТОСАНИТАРНЫХ ЗОН НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2022 ГОДУ	6
РАЗДЕЛ 3. УПРАЗДНЕНИЕ КАРАНТИННЫХ ФИТОСАНИТАРНЫХ ЗОН НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2022 ГОДУ	12
ЗАКЛЮЧЕНИЕ	12

ВВЕДЕНИЕ

Национальный доклад о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации в 2022 году подготовлен Россельхознадзором в соответствии со статьей 12 Федерального закона «О карантине растений» на основании данных обследований и мониторинга карантинного фитосанитарного состояния территории Российской Федерации.

В соответствии со статьей 2 Федерального закона «О карантине растений» (далее – Федеральный закон 206-ФЗ) карантинное фитосанитарное состояние территории Российской Федерации – наличие или отсутствие на территории Российской Федерации карантинных объектов.

Порядок организации мониторинга карантинного фитосанитарного состояния территории Российской Федерации утвержден приказом Минсельхоза России от 23 января 2018 г. № 23 «Об утверждении порядка организации мониторинга карантинного фитосанитарного состояния территории Российской Федерации» в соответствии с частью 2 статьи 10 Федерального закона 206-ФЗ.

Доклад содержит информацию о распространении карантинных объектов (вредных организмов, отсутствующих или ограниченно распространенных на территории Российской Федерации и внесенных в Единый перечень карантинных

объектов Евразийского экономического союза, утвержденный решением Совета Евразийской экономической комиссии от 30 ноября 2016 г. № 158 «Об утверждении Единого перечня карантинных объектов Евразийского экономического союза»), об установлении и упразднении в 2022 году карантинных фитосанитарных зон по каждому ограниченно распространенному на территории Российской Федерации карантинному объекту.

В соответствии с постановлением Правительства Российской Федерации от 29 мая 2006 г. № 329 «Об официальной национальной организации по карантину и защите растений» официальной национальной организацией по карантину и защите растений, ответственной за выполнение обязанностей, предусмотренных статьей IV Международной конвенции по карантину и защите растений, пересмотренный текст которой одобрен на 29-й сессии Конференции Продовольственной и сельскохозяйственной организации Объединенных Наций в ноябре 1997 г., является Россельхознадзор. Россельхознадзор обеспечивает охрану территории страны от проникновения и распространения карантинных объектов.

Кроме обеспечения фитосанитарного благополучия территории Российской Федерации, Россельхознадзор является также организацией, ответственной за качество, безопасность и фитосанитарную сертификацию продовольствия

и другой экспортируемой на мировой рынок подкарантинной продукции.

Чаще всего карантинные вредные организмы проникают на территорию Российской Федерации с импортируемыми партиями различной видов сельскохозяйственной продукции. Так, в 2022 году во ввозимых в Российскую Федерацию партиях различной подкарантинной продукции были обнаружены: в цветочных культурах – 7 видов карантинных объектов из 12 стран; в посадочном материале – 8 видов карантинных объектов из 5 стран; в плодах цитрусовых культур – 8 видов карантинных объектов из 19 стран; в овощных и зеленых культурах – 11 видов карантинных объектов из 20 стран; в семенном материале – 12 видов карантинных объектов из 13 стран; в плодовых культурах – 18 видов карантинных объектов из 31 страны.

Всего в 2022 году Россельхознадзором проконтролировано более 10,7 млн. тонн и 2,4 млрд. штук различной подкарантинной продукции. При этом в партиях продукции, импортированных из 56 стран, выявлено 55 видов карантинных для Российской Федерации объектов в 6202 случаях.

Ввоз зараженной подкарантинной продукции в Российскую Федерацию возможен также в ручной клади пассажиров и с продовольственным запасом судов. Так, в 2022 году в багаже пассажиров и продовольственным запасе судов, прибывших в Российскую Федерацию из 10 стран, Россельхознадзором выявлено 14 карантинных объектов в 524 случаях, включая такие виды, как западный цветочный трипс, восточная плодовая муха, бурая монилиозная гниль, зерновки рода *Callosobruchus* spp., золотистая картофельная нематода, картофельная моль, калифорнийская щитовка, коричнево-мраморный клоп, амброзия полыннолистная, паслен колючий, повилки, череда волосистая, средиземноморская плодовая муха, червец Комстока.

Интродукция (проникновение, распространение и акклиматизация) карантинных вредных организмов на территорию Российской Федерации приводит к значительным потерям урожая сельскохозяйственных культур, большим затратам на мероприятия по борьбе с ними, а также к косвенным потерям – снижению качества урожая, сокращению возможностей экспорта продукции и т.д.

РАЗДЕЛ 1. РАСПРОСТРАНЕНИЕ КАРАНТИННЫХ ОБЪЕКТОВ НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2022 ГОДУ

Карантинные организмы имеют потенциальное экономическое значение для территории Российской Федерации или государств – членов Евразийского экономического союза (далее – ЕАЭС), в которых они пока отсутствуют или присутствуют, но ограниченно распространены и служат объектом официальной борьбы.

Перечень карантинных объектов формируется и пересматривается на основании результатов анализа фитосанитарного риска, в рамках которого проводится научная оценка вероятности

проникновения, акклиматизации и распространения вредных организмов на территории стран, а также оценивается экономическое воздействие на поражаемые культуры и вред окружающей среде.

С 1 июля 2017 г. на территории государств – членов ЕАЭС действует Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза, утвержденный решением Совета Евразийской экономической комиссии от 30 ноября 2016 г. № 158 «Об утверждении Единого перечня карантинных объектов Евразийского экономического союза» (далее – Единый перечень ЕАЭС).

По состоянию на 31 декабря 2022 г. Единый перечень ЕАЭС включает в себя 248 карантинных объектов. В раздел I «Карантинные вредные организмы, отсутствующие на территории Евразийского экономического союза» Единого перечня ЕАЭС входит 191 вид вредных организмов, в раздел II «Карантинные вредные организмы, ограниченно распространенные на территории Евразийского экономического союза» – 57.

По сравнению с 2021 годом Единый перечень ЕАЭС увеличился на 11 видов вредных организмов в результате внесения в раздел I указанного перечня 8 видов вредителей растений и 3 видов нематод.

Три из восьми новых видов вредителей (диабротика красивая, африканская кукурузная совка и западный картофельный жук-блешка) являются полифагами, два вида связаны с плодовыми культурами (западная вишневая муха и натальская плодовая муха) и лесными культурами (американский сосновый гравер и выемчатый короед), и один вид является серьезным вредителем подсолнечника.

Диабротика красивая (*Diabrotica speciosa*) – многоядный вредитель, распространенный в большинстве стран Южной Америки. Его ареал охватывает такие страны, как Аргентина, Боливия, Бразилия, Венесуэла, Колумбия, Перу, Уругвай, Эквадор.

Данный жук относится к типичным полифагам, он повреждает не менее 60 видов различных сельскохозяйственных растений, в том числе тыкву, дыню, арбузы, кабачки, огурцы, томаты, перец стручковый, капусту, салат, рапс, люцерну, бобы, горох, яблоню, виноград, подсолнечник, хризантемы, а также дикорастущие растения. Личинки жука (*Diabrotica speciosa*) питаются на корнях злаковых, особенно кукурузы и пшеницы, арахиса, сои и картофеля. Вместе с тем взрослые особи повреждают листья, цветы и плоды самых разнообразных растений, главным образом из семейства тыквенных. Взрослые особи приносят больший вред, чем другие виды диабротик, распространенных в Северной Америке. В Бразилии они сильно объедают растения арбуза, тыквы и томатов, в Боливии – объедают овощи и повреждают декоративные цветы. Кроме того, питаются на цветках, жуки приводят к существенному снижению урожая кукурузы, винограда и других культур. Так, в Бразилии, на северо-западе штата Парана, в период цветения винограда на одном соцветии обнаруживали

15 и более жуков. В результате в виноградниках этого обширного региона сформировались кисти винограда, содержащие очень мало ягод и имеющие нетоварный вид. Установлено, что жуки могут уничтожать более 50% листовой поверхности на растениях сои, значительно снижая ее урожайность.

Распространяется жук диабротика красивая (*Diabrotica speciosa*) естественным путем, перелетая на значительные расстояния. Кроме того, в другие регионы и континенты жук в стадии имаго может распространяться с помощью транспортных средств. Именно на воздушном транспорте близкий к нему карантинный для стран ЕАЭС вид – западный кукурузный жук (*Diabrotica virgifera*) преодолел межконтинентальное пространство и появился в Европе. Этот вид в новых ареалах впервые обнаружился на посадках кукурузы именно около аэропортов, расположенных близ Белграда, Парижа, Лондона, Венеции, Амстердама, Брюсселя, Базеля.

Кроме того, диабротика красивая (*Diabrotica speciosa*) может попасть на новую территорию с зараженными партиями различных культур, а также с хризантемами и горшечными растениями, посадочным материалом, клубнями растений и зараженной почвой.

Большой фитосанитарный риск связан также с африканской кукурузной совкой (*Spodoptera exempta*) – бабочкой из семейства совок (*Noctuidae*), являющейся экономически значимым вредителем-полифагом во многих странах Африки. Данный вредитель широко распространен и в азиатских странах, и в странах Океании. Есть сведения о выявлении данного вида в ряде штатов США.

Африканская кукурузная совка относится к роду *Spodoptera*, к которому принадлежат четыре карантинных для Российской Федерации вида: азиатская хлопковая совка (*Spodoptera litura*), египетская хлопковая совка (*Spodoptera littoralis*), кукурузная листовая совка (*Spodoptera frugiperda*) и южная совка (*Spodoptera eridania*). Все эти виды характеризуются широким спектром повреждаемых растений. Африканская кукурузная совка не является исключением.

Кукурузная совка повреждает многие виды сельскохозяйственных культур, но африканская кукурузная совка (*Spodoptera exempta*) особенно активно злаки и осоки. Этот вид является крупным вредителем таких культур, как ячмень, кукуруза, овес, рис, сорго, сахарный тростник, растения на пастбищах. При сильном повреждении растения возможна его гибель. Часто вспышки массового размножения данного вредителя в странах распространения охватывают огромные территории. Потери урожая повреждаемых культур могут достигать 100%. Например, в Кении регистрировались убытки на посевах кукурузы в размере около 92%. В 2016 году в Замбии от африканской кукурузной совки пострадало 124 тыс. га кукурузы. В Демократической Республике Конго африканская кукурузная совка считается одним из основных вредителей капусты, ущерб от нее может достигать

54%. Кроме того, африканская кукурузная совка наносит серьезный вред пастбищам, выедая на них большую часть злаков.

К потенциальному ареалу африканской кукурузной совки на территории Российской Федерации относятся Ставропольский и Краснодарский края, Республика Дагестан, Республика Калмыкия, Республика Адыгея, Республика Крым, Астраханская и Волгоградская области.

В 2022 году в Единый перечень ЕАЭС был внесен третий вид вредителя из рода *Epirix* – западный картофельный жук-блошка (*Epirix subcrinita*). Этот вид повреждает многие виды пасленовых культур, таких как картофель, томат, баклажан, батат и другие. В настоящее время вредитель распространен в странах Северной, Центральной и Южной Америки. Вредоносность данного вида связана с повреждениями корней растений-хозяев и клубней личинками жука, а имаго западного картофельного жука-блошки (*Epirix subcrinita*) прохлывают дополнительное питание на надземной части растений. Массовое размножение вредителя приводит к значительной потере урожая поврежденной культуры, а также уменьшает качество клубней картофеля. Личинки жука способны глубоко внедряться в мякоть клубня и вместе с поврежденными клубнями попадать на новые территории. Имаго западного картофельного жука-блошки могут распространяться естественным путем и вместе с надземной частью вегетирующего повреждаемого ими растения.

С культурой подсолнечника связан новый вид Единого перечня ЕАЭС – подсолнечниковая пестрокрылка (*Strauzia longipennis*). Этот вредитель является аборигеном североамериканского континента, он широко распространен в 30 штатах США и южных провинциях Канады. В 2009–2010 годах подсолнечниковая стеблевая муха обнаружена в Германии и стала быстро распространяться по территории страны.

Подсолнечниковая пестрокрылка (*Strauzia longipennis*) является вредителем подсолнечника, топинамбура, а также некоторых других представителей семейства астровых, в том числе декоративных растений. На поврежденных личинками мухи растениях уменьшается размер листьев, появляются потемнения вдоль основной и других жилок, позднее происходит усыхание и гибель растений. Часто наблюдается увядание пораженных растений, связанное с вторичной инфекцией, поражением грибом *Verticillium albo-atrum*. В Германии на участках с высокой зараженностью подсолнечниковой пестрокрылкой и проявлением вторичной инфекции в некоторых случаях гибель растений подсолнечника превышала 50%. В США и Канаде вредоносность мухи особенно проявляется в зоне основного производства семян культуры.

Анализ фитосанитарного риска, проведенный в отношении данного вредителя для территории Российской Федерации, показал возможность акклиматизации мухи на всей территории выращивания подсолнечника в стране. Интродукция

данного вредителя подсолнечника в зону его промышленного производства в Российской Федерации может привести к значительному экономическому ущербу и социальным потерям.

Два новых вредителя – натальская плодовая муха (*Ceratitis rosa*) и западная вишневая муха (*Rhagoletis indifferens*) связаны с плодовыми культурами.

Натальская плодовая муха (*Ceratitis rosa*) имеет сходную экологическую нишу и высокую адаптивность к различным климатическим условиям по сравнению с другим карантинным видом – средиземноморской плодовой мухой (*Ceratitis capitata*). В настоящее время вредитель выявлен в 18 африканских странах, где повреждает семечковые, косточковые, тропические и различные другие сельскохозяйственные культуры. Среди них яблоня, груша, персик, виноград, инжир, айва, манго, авокадо, различные цитрусовые, кофе, томат и другие культуры. В случае интродукции на территорию Российской Федерации натальская плодовая муха может стать экономически значимым вредителем в его потенциальном ареале, в который входит значительная часть Республики Крым, южное побережье Краснодарского края и восточное побережье Республики Дагестан, регионы, где в большей степени развито промышленное плодководство.

Западная вишневая муха (*Rhagoletis indifferens*) в настоящее время распространена на западе североамериканского континента в 9 штатах США и в провинции Британская Колумбия Канады, где считается самым серьезным вредителем плодов вишни и черешни. Личинки вредителя разрушают мякоть плодов и вызывают их раннее опадание. При отсутствии обработок вредоносность западной вишневой мухи может привести практически к полной потере урожая. Установлено, что в образце вишни массой около 7 кг, отобранном в зоне современного ареала вредителя в США, обнаружилось до 1 тыс. личинок. Основными кормовыми растениями вида являются плоды вишни, черешни, черемухи виргинской и других растений рода *Prunus*. Распространение мухи происходит как естественным путем, так и с зараженными партиями плодов.

С целью минимизации фитосанитарного риска, связанного с интродукцией западной вишневой мухи (*Rhagoletis indifferens*) на европейский континент, данный вид включен в список A1 Европейской и Средиземноморской организации по карантину и защите растений (перечень вредных организмов, рекомендованных для регулирования в качестве карантинных вредных организмов).

Анализ фитосанитарного риска, проведенный для территории Российской Федерации, показал, что климат нашей страны будет способствовать акклиматизации западной вишневой мухи во всех зонах выращивания вишни и черешни, что может привести к высокому экономическому ущербу.

Два новых вида Единого перечня ЕАЭС – американский сосновый гравер (*Pseudips mexicanus*) и выемчатый короed (*Ips emarginatus*) относятся

к вредителям лесных культур. Оба вида распространены в западной части стран Северной Америки, американский сосновый гравер распространен от Канады до Гватемалы, выемчатый короed – от Канады до Мексики.

Основной вред, причиняемый данными патогенами, заключается в физиологическом ослаблении пораженных деревьев, которые в большинстве случаев погибают. Кроме того, эти вредители переносят комплекс патогенных грибов, способствующих дальнейшему ослаблению пораженных жуками деревьев. Есть сведения о том, что оба вида способны переносить споры патогенного для сосны гриба *Leptographium terebrantis*, вызывающего экономически значимое грибное заболевание сосны «синевая древесина». Древесина заселенных американским сосновым гравером или выемчатым короедом деревьев вследствие поражения грибами становится практически непригодной для технических целей.

Высокий фитосанитарный риск в международной торговле, связанный с данными видами, представляет необработанный пиломатериал, заготовленный в зоне распространения этих лесных вредителей, а также низкокачественная древесина, часто используемая для изготовления древесных упаковочных и крепежных материалов. На территории Российской Федерации климатические условия, подходящие для акклиматизации американского соснового гравера и выемчатого короеда, существуют во многих регионах страны – на европейской части, на Урале, в Западной и Восточной Сибири, на части Дальнего Востока (юг Республики Саха (Якутия), Хабаровский и Приморский края, Амурская область, Сахалин и Курильские острова).

Большой фитосанитарный риск для территории Российской Федерации представляют включенные в Единый перечень ЕАЭС три близкородственных вида нематод – американская кинжальная нематода (*Xiphinema americanum*), кинжальная нематода бриколенсе (*Xiphinema bricolense*) и калифорнийская кинжальная нематода (*Xiphinema californicum*). Современный ареал этих видов нематод находится в Канаде, США, Мексике. Калифорнийская кинжальная нематода выявлена также в Бразилии, Чили, Перу. На территории Европы эти вредители отсутствуют.

Все три вида нематод являются полифагами, они вредят очень широкому кругу травянистых и древесных растений-хозяев, в том числе яблоне, черешне, персику, сливе, миндалю, цитрусовым, винограду, кизилу, ежевике, малине, землянике, сое, хлопку, овсу, сорго, кукурузе, картофелю, табаку, томату, фисташке, грецкому ореху и т.д. Данные виды поражают также дуб, хвойные растения, иву, ясень, клен. Фитосанитарное значение этих нематод обусловлено их способностью служить переносчиками карантинных для государств – членов ЕАЭС североамериканских вирусов – черавируса рашпилевидности листьев черешни, неповируса кольцевой пятнистости табака и неповируса кольцевой пятнистости томата.

Карантинные объекты Единого перечня ЕАЭС относятся к следующим таксономическим группам:

- насекомые и клещи – 140;
- грибы – 37;
- вирусы и вириоды – 23;
- растения – 20;
- бактерии и фитоплазмы – 16;
- нематоды – 12.

На территории Российской Федерации по состоянию на 31 декабря 2022 г. установлены карантинные фитосанитарные зоны по 50 карантинным объектам (20% общего числа карантинных объектов Единого перечня ЕАЭС):

- 26 видам насекомых;
- 9 видам сорных растений;
- 7 видам грибов;
- 4 видам бактерий и фитоплазм;
- 2 видам нематод;
- 2 вирусам.

Из 57 объектов Единого перечня ЕАЭС, входящих в раздел II «Карантинные вредные организмы, ограниченно распространенные на территории Евразийского экономического союза» указанного перечня, в Российской Федерации распространены только 38 видов. По 19 карантинным объектам карантинные фитосанитарные зоны на территории Российской Федерации отсутствуют.

Насекомые и клещи – наиболее многочисленная группа вредных организмов Единого перечня ЕАЭС, к ней относится 56% общего количества включенных в него видов. Для предотвращения фитосанитарных рисков, связанных с интродукцией карантинных вредителей, а также их своевременного выявления Россельхознадзором ежегодно проводится феромонный мониторинг территории Российской Федерации, который основан на применении синтетических феромонов насекомых-вредителей (биологически активных химических веществ, вырабатываемых насекомыми-вредителями для передачи информации особям своего вида и вызывающих у воспринимающих организмов специфические поведенческие или физиологические реакции).

С целью развития феромонного мониторинга по решению Россельхознадзора в январе 2009 г. на базе ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» создан отдел синтеза и применения феромонов, который является также координатором работ в сфере синтеза и практического применения феромонов в сельском хозяйстве Российской Федерации. В настоящее время указанным отделом синтезированы и применяются на практике феромоны более 50 видов карантинных и особо опасных видов насекомых-вредителей, имеющих важное экономическое значение для Российской Федерации и стран Евразийского экономического союза. Среди 20 карантинных видов вредителей такие виды, как американская белая бабочка, восточная плодовая персиковая плодовая, картофельная коровка, томатная моль, коричнево-мраморный клоп, эхинотрипс американский, клоп дубовая кружевница.

Ежегодно увеличивается количество применяемых в России феромонных ловушек и площадь

обследований. Так, данные об объемах проведенных в 2022 году обследований свидетельствуют об увеличении по сравнению с 2021 годом площадей карантинного фитосанитарного обследования феромонными и цветными ловушками более чем на 55% (11 832 408 га по сравнению с 7 621 851 га в 2021 году). Особенно заметное увеличение площади (более чем в 10 раз) обследований отмечено на посевах кукурузы, а также в посадках овощных культур и в плодовых садах и питомниках (более чем в 3 раза). На 35% увеличились площади обследований в лесных угодьях и лесодекоративных насаждениях.

Растет и эффективность феромонного мониторинга. В 2022 году данный вид обследований позволил выявить на территории страны 14 карантинных видов вредителей в 7401 случае, что на 27% больше по сравнению с 2021 годом. Среди выявленных видов такие опасные вредители, как американская белая бабочка, сибирский шелкопряд, западный цветочный (калифорнийский) трипс, эхинотрипс американский, восточная и персиковая плодовая, калифорнийская щитовка, картофельная моль, томатная моль, коричнево-мраморный клоп.

Второй группой по количеству выявленных на территории Российской Федерации карантинных объектов являются сорные растения (9 видов из 20 видов, включенных в Единый перечень ЕАЭС). В 2022 году впервые на территории Российской Федерации, в Республике Северная Осетия – Алания, выявлен очаг и установлена одна карантинная фитосанитарная зона по сорному растению – сициосу угловатому (*Sicyos angulatus*).

Из 76 видов грибов, вирусов, бактерий и фитоплазм, входящих в Единый перечень ЕАЭС, по состоянию на 31 декабря 2022 г. карантинные фитосанитарные зоны на территории Российской Федерации установлены только по 13 видам. Кроме того, на территории Российской Федерации отсутствуют 10 из 12 карантинных видов нематод, включенных в Единый перечень ЕАЭС.

В 2022 году по сравнению с 2021 годом количество распространенных в Российской Федерации карантинных видов вредных организмов выросло на 1 вид (в 2022 году выявлены 3 новых вида карантинных организмов: 4 очага вируса мозаики пегино, 2 очага грибного заболевания пятнистости листьев кукурузы и один очаг сорного растения сициоса угловатого, при этом полностью ликвидированы очаги двух карантинных видов – овощного листового минера и бактериального увядания (вилта) кукурузы).

РАЗДЕЛ 2. УСТАНОВЛЕНИЕ КАРАНТИННЫХ ФИТОСАНИТАРНЫХ ЗОН НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2022 ГОДУ

На территории Российской Федерации по состоянию на 31 декабря 2022 г. установлены карантинные фитосанитарные зоны в отношении 50 видов карантинных объектов из 248 видов карантинных объектов, включенных в Единый перечень ЕАЭС.

Как и в предыдущие годы, наибольшее количество выявленных на территории Российской Федерации карантинных видов – 26 видов относится к вредителям растений. По сравнению с декабрем 2021 г. их количество уменьшилось на один вид.

Наиболее распространенными по количеству и площадям установленными фитосанитарных зон являются 14 видов вредителей лесных и лесодекоративных культур. Среди данных видов наиболее распространены следующие вредители леса: большой черный еловый усач (*Monochamus urussovi*), черный сосновый усач (*Monochamus galloprovincialis*), малый черный еловый усач (*Monochamus sutor*), сибирский шелкопряд (*Dendrolimus sibiricus*), азиатский подвид непарного шелкопряда (*Lymantria dispar asiatica*), черный крапчатый усач (*Monochamus impluviatus*), черный бархатно-пятнистый усач (*Monochamus saltuarius*).

Наименьшая площадь карантинных фитосанитарных зон установлена по новым видам вредителей, связанным с лесными культурами, таким как сосновый семенной клоп (*Leptoglossus occidentalis*), клоп платановая кружевница (*Corythucha ciliata*), клоп дубовая кружевница (*Corythucha arcuata*), ясеневая изумрудная златка (*Agrilus planipennis*), восточная каштановая орехотворка (*Dryocosmus kuriphilus*).

Сосновый семенной клоп (*Leptoglossus occidentalis*) впервые выявлен на территории Российской Федерации в 2019 году. Данный вредитель поражает преимущественно различные виды сосен и некоторые другие хвойные растения. Известно, что в странах Северной Америки сосновый семенной клоп вредит лесному хозяйству, снижая всхожесть семян хвойных растений до 41%. Кроме того, он способен переносить гриб *Sphaeropsis sapinea*, вызывающий диплодиоз сосны – некроз хвои и коры побегов, а также усыхание сеянцев и молодых растений. На территории европейской и азиатской частей Российской Федерации указанный клоп способен занять ареал до северной границы лесостепной зоны страны, а также в горном лесном поясе Кавказа. В 2022 году ареал этого вредителя не увеличился.

Новыми для территории Российской Федерации вредителями лесных культур являются также 4 карантинных объекта: клоп дубовая кружевница (*Corythucha arcuata*), клоп платановая кружевница (*Corythucha ciliata*), уссурийский полиграф (*Polygraphus proximus*), ясеневая изумрудная златка (*Agrilus planipennis*). Впервые очаги этих видов обнаружены в результате проведенных в 2018 году Россельхознадзором обследований и мониторинга.

К основным растениям, повреждаемым клопом дубовая кружевница, относятся различные виды дуба (*Quercus*). Данный вид способен не только существенно ослаблять повреждаемые деревья, но и вызывать их гибель. Экономические потери, связанные с реализацией мероприятий по механической, химической и биологической защите дубовых насаждений от вредителя, а также по их восстановлению, могут измеряться сотнями миллионов рублей. По результатам мониторинга, проведенного в 2022 году, ареал данного вида

незначительно вырос – установлены 6 новых карантинных фитосанитарных зон на общей площади более 181,2 га.

Основными растениями – хозяевами клопа платановая кружевница являются растения рода Платан. Вредитель наносит значительный ущерб насаждениям платана вплоть до гибели поврежденных деревьев. На территории Российской Федерации данный карантинный объект способен заселить все районы, в которых произрастает его основное растение-хозяин. Заметный ущерб может проявиться в насаждениях платана в озеленительных посадках Крыма и отдельных регионах юга европейской части России. В 2022 году площадь карантинных фитосанитарных зон этого вредителя не изменилась.

Кормовыми растениями для уссурийского полиграфа являются различные виды пихт, сосен, в том числе кедр корейский (*Pinus koraiensis*), а также ель и лиственница. Установлено, что в Сибири заселенные короедом пихты погибают в течение 4–5 лет после заселения.

Большая часть пихтовых лесов в Российской Федерации произрастает вне естественного ареала уссурийского полиграфа. Именно в эти леса может расселиться данный карантинный объект. Больше всего пихты произрастают в Красноярском крае, где в настоящее время уже выявлены очаги уссурийского полиграфа. В 2022 году по уссурийскому полиграфу установлено 40 новых карантинных фитосанитарных зон общей площадью около 97,17 тыс. га.

В результате проведенных в 2022 году обследований и мониторинга по 11 видам вредителей лесных культур установлены 583 новые карантинные фитосанитарные зоны на общей площади около 22,938 млн. га.

С учетом снятия карантина с ранее выявленных очагов после проведения мер борьбы и выявления новых очагов в 2022 году по сравнению с 2021 годом по 2 видам вредителей леса площади карантинных фитосанитарных зон не изменились, по 6 видам увеличились и по 6 видам уменьшились.

С зерновыми культурами связана вторая по количеству выявленных на территории Российской Федерации группа карантинных вредных организмов – 9 видов сорных растений.

В отношении сорных растений, как и других вредных организмов, при оценке фитосанитарного риска распространения сорных растений следует учитывать, что в условиях глобального изменения климата происходит расширение их ареалов с общей тенденцией продвижения на север изначально теплолюбивых видов. Характерным примером является наблюдаемое в последние десятилетия распространение амброзии полыннолистной в более северные широты. Северная граница ареала указанного сорняка в европейской части России проходит по Курской, Воронежской и Саратовской областям. Вторичный ареал его распространения до сих пор не стабилизировался. Поэтому вызывают серьезные опасения перспективы расширения ареала этого вида. Сдерживающим фактором

дальнейшего распространения амброзии полыннолистной на север должно стать своевременное фитосанитарное обследование территорий с проведением мероприятий по локализации и ликвидации очагов сорняка.

В 2022 году впервые установлена одна карантинная фитосанитарная зона по сорному растению – сициосу угловатому (*Sicyos angulatus*). Очаг был обнаружен на территории Республики Северная Осетия – Алания. Сициос угловатый – это быстрорастущая травянистая лиана семейства тыквенных, которая состоит из железисто-опушенного стебля, крупных овально-сердцевидных листьев и многочисленных щетинисто опушенных плодов. Сициос угловатый предпочитает расти во влажных условиях, формируя побеги до 15 метров длиной. Известно, что наибольший вред сорняк причиняет культурным растениям на полях орошения (посевах кукурузы, сои, сорго, тыквенных культур). Сорняк оплетает своими стеблями другие растения, что приводит к их полеганию, отставанию в развитии, невозможности получения качественного урожая. В естественных условиях сициос угловатый может расти вдоль берегов водоемов и пойменных лугов, его семена легко переносятся с шерстью животных, на одежде и обуви, колесах автомашин. Имея твердую семенную оболочку, семена могут долго сохраняться в почве до создания подходящих условий для прорастания. Другим путем проникновения сициоса угловатого на новые территории является использование его в качестве декоративного растения. В связи с этим необходим строгий фитосанитарный контроль за ввозом посадочного материала декоративных культур на территорию Российской Федерации.

По состоянию на 31 декабря 2022 г. на территории Российской Федерации из сорных растений наиболее распространены амброзия полыннолистная (*Ambrosia artemisiifolia*), повилики (*Cuscuta* spp.), амброзия трехраздельная (*Ambrosia trifida*) и горчак ползучий (*Ascotilon repens*).

По данным мониторинга территории страны, в 2022 году установлено 1438 новых карантинных фитосанитарных зон на общей площади 387,83 тыс. га по всем 9 видам сорных растений. Наибольшее количество новых зон установлено по повиликам (571 зона), амброзии полыннолистной (466 зон) и амброзии трехраздельной (225 зон).

В результате мониторинга, проведенного в 2022 году, не были выявлены многие входящие в Единый перечень ЕАЭС карантинные виды, связанные с зерновыми и зернобобовыми культурами. Это имеет очень важное значение, так как Российская Федерация в настоящее время является одним из основных мировых производителей и экспортеров зерна. Вместе с тем сохраняется и импорт данной продукции из других стран.

Кроме карантинных видов сорных растений с зерновыми культурами связаны и другие ограниченно распространенные на территории Российской Федерации вредные организмы Единого перечня ЕАЭС – цистообразующая соевая нематода (*Heterodera glycines*), возбудитель пурпурного

церкоспороза, вызываемого грибом *Cercospora kikuchii*, и возбудитель пятнистости листьев кукурузы гриб *Cochliobolus carbonum*.

Впервые карантинные фитосанитарные зоны по соевой нематоде на территории Российской Федерации установлены в 2018 году в связи с обнаружением популяции данного вредителя на территории одного муниципального района. В последующие два года нематода выявлена на территории уже 12 районов в двух субъектах Российской Федерации. В 2022 году ареал соевой нематоды не изменился.

Кроме того, с соей связаны две впервые установленные на территории Российской Федерации в 2019 году карантинные фитосанитарные зоны по пурпурному церкоспорозу. Обследования и мониторинг, проведенные в 2020 году, выявили новые очаги этого заболевания, по которым установлено 8 новых карантинных фитосанитарных зон на площади 5345 га. В 2022 году ареал данного вида в стране увеличился на 569 га в результате выявления новых очагов заболевания.

В 2022 году ликвидирован единственный выявленный на территории Российской Федерации в 2019 году очаг возбудителя бактериального увядания (вилта) кукурузы.

С зерновыми культурами связано выявление в 2022 году на территории Псковской области двух очагов отсутствовавшего в последние годы грибного заболевания – пятнистости листьев кукурузы. Заболевание имеет североамериканское происхождение и в настоящее время широко распространено в ряде стран Африки, Северной и Южной Америки, Азии, Европы и Океании. В бывшем СССР ареал болезни охватывал Северный Кавказ, Грузию, Западную Украину и Молдавию. В последние десятилетия заболевание выявляли в Ставропольском, Краснодарском и Приморском краях. Однако в последние годы, по данным Россельхознадзора, при проведении фитосанитарных обследований заболевание не регистрировали.

Основным поражаемым данным заболеванием растением является кукуруза. Патоген поражает все надземные части, в том числе и сами початки с зерновками. Зараженные зерновки темнеют, сморщиваются, покрываются темным сажистым налетом и становятся непригодными для хранения. Возбудитель поражает только зубовидные и лопающиеся сорта кукурузы, болезнь не отмечена на коммерческих простых или двойных гибридах кукурузы.

Основным путем распространения возбудителя пятнистости листьев кукурузы в свободные от болезни районы считается перемещение зараженного семенного материала. Дополнительным источником инфекции служат пораженные остатки кукурузы и почва.

Из карантинных объектов, связанных с плодовыми и ягодными культурами, наиболее распространены:

– американская белая бабочка (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 209 муниципальных районах 16 субъектов Российской Федерации на площади 438,9 тыс. га);

- калифорнийская щитовка (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 189 муниципальных районах 14 субъектов Российской Федерации на площади 18,4 тыс. га);

- бактериальный ожог плодовых культур (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 58 муниципальных районах 17 субъектов Российской Федерации на площади 273 тыс. га);

- восточная плодожорка (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 58 муниципальных районах 15 субъектов Российской Федерации на площади 30,8 тыс. га).

Серьезную угрозу для садоводства и питомниководства, а также лесного хозяйства и декоративного садоводства представляет бактериальный ожог плодовых культур. Это карантинное заболевание впервые официально зарегистрировано на территории Российской Федерации в 2003 году в Калининградской области, а с 2007 года стало выявляться в Центральном, Южном, Северо-Кавказском и Приволжском федеральных округах, ежегодно расширяя площади очагов.

В 2021 году выявлены новые очаги бактериального ожога плодовых культур и установлены 13 новых карантинных фитосанитарных зон на площади около 46 тыс. га, а в 2022 году установлена одна новая карантинная фитосанитарная зона на площади около 8 тыс. га.

В 2020 году впервые на территории страны выявлены два карантинных вида фитоплазм – фитоплазма истощения груши (*Candidatus Phytoplasma pyri*) и фитоплазма пролиферации яблони (*Candidatus Phytoplasma mali*).

Оба вида фитоплазм ограничено распространены в ряде американских, африканских и азиатских стран, но чаще всего встречаются в европейских странах. В настоящее время патогены выявлены в 27 странах – членах Европейской и Средиземноморской организации по карантину и защите растений, включая страны – экспортеры посадочного материала в Российскую Федерацию: Германию, Италию, Нидерланды, Польшу, Сербию, Францию.

Основным путем распространения патогенов является международная торговля зараженным посадочным материалом – привитыми саженцами, подвоями и черенками, в которых возбудители могут в течение продолжительного периода времени сохраняться в латентном состоянии.

В 2021 году ареал данных видов не изменился, а в 2022 году он увеличился. Установлены одна новая карантинная фитосанитарная зона фитоплазмы истощения груши и две зоны фитоплазмы пролиферации яблони.

Важное значение для обеспечения продовольственной безопасности и экспортного потенциала страны в отношении семенного и продовольственного картофеля имеет распространение на ее территории карантинных объектов, связанных с данной культурой. На 31 декабря 2022 г. в Российской Федерации установлены карантинные фитосанитарные зоны только по четырем карантинным видам, связанным с картофелем: картофельной моли (*Phthorimaea operculella*), картофельной

коровке (*Epilachna vigintioctomaculata*), раку картофеля (*Synchytrium endobioticum*) и золотистой картофельной нематоде (*Globodera rostochiensis*).

Наибольшее распространение в стране имеет золотистая картофельная нематода, в отношении которой по состоянию на 31 декабря 2022 г. карантинные фитосанитарные зоны установлены в 48 субъектах Российской Федерации, 343 муниципальных районах на общей площади 595,5 тыс. га. Несмотря на то что в 2022 году по данному виду новые карантинные фитосанитарные зоны установлены на площади 2,6 тыс. га, сохраняется тенденция по сокращению ареала данного вредителя картофеля. Так, за 2020–2022 годы очаги картофельной нематоды полностью ликвидированы в 10 субъектах Российской Федерации. Всего с 2019 года общая площадь карантинных фитосанитарных зон по указанному карантинному объекту уменьшилась на 55%.

В 2022 году уменьшился также ареал картофельной моли и возбудителя рака картофеля.

В результате проведенного мониторинга в 2021 году впервые на территории страны установлена одна карантинная фитосанитарная зона по картофельной коровке площадью 2,3 га на территории Амурской области. Картофельная коровка является вредителем-полифагом, повреждающим более 30 дикорастущих и культурных видов растений из 13 семейств. Наибольший вред наносит культурам из семейства пасленовых. Взрослые особи и личинки повреждают листья, стебли и цветки, вызывая гибель растений. Потери урожая достигают 30%.

Картофельная коровка распространена на Дальнем Востоке Российской Федерации, в Китае (18 провинций), Японии, Северной и Южной Корее, Вьетнаме, Непале, Индии. В Китае является наиболее значимым вредителем картофеля.

В 2022 году ареал картофельной коровки на территории Российской Федерации не изменился.

Следует отметить, что впервые выявленный в стране в 2022 году патоген вирус мозаики пепино, который может поражать и картофель, зарегистрирован только в защищенном грунте, на посадках картофеля не обнаружен.

Значительный фитосанитарный риск для защищенного грунта связан с западным цветочным (калифорнийским) трипсом (*Frankliniella occidentalis*). На 31 декабря 2022 г. площадь установленных карантинных фитосанитарных зон, связанных с данным вредителем, увеличилась по сравнению с предыдущим годом и составляет 587,75 га в 45 муниципальных районах 32 субъектов Российской Федерации.

В 2021 году выявлено по одному очагу новых видов вредителей закрытого грунта – табачной белокрылки (*Bemisia tabaci*) и эхинотрипса американского (*Echinothrips americanus*). Данные виды являются широкими полифагами, повреждающими большое количество сельскохозяйственных и декоративных растений из многих семейств. Вредоносность табачной белокрылки связана также с ее способностью распространять более 100 опасных

вирусов растений. В 2022 году по эхиноптрипсу американскому установлены 3 новые карантинные зоны площадью 9,7 га, ареал табачной белокрылки не изменился.

В 2022 году в Московской, Смоленской и Тамбовской областях и в Краснодарском крае на четырех предприятиях защищенного грунта выявлен ранее отсутствовавший в стране вирус мозаики пегино (*Perino mosaic virus*), включенный в Единый перечень ЕАЭС в 2021 году. Впервые этот вирус был описан в Перу, в настоящее время он выявлен на томате в 32 странах Европы, Азии, Америки и Африки. Кроме томата вирус мозаики пегино способен заражать баклажан и картофель. Потери урожая плодов томата в результате заражения указанным вирусом могут достигать 15% и более. Происходит также снижение товарного качества плодов в результате уменьшения их величины, развития мраморности и пятнистости.

В 2019 году впервые в стране выявлен карантинный вредитель закрытого грунта – овицной листовой минер (*Liriomyza sativae*). Данный вид способен повреждать многие виды овощных и зеленных культур, особенно вредит томатам, огурцам и рассаде различных видов растений, значительно снижает их урожайность. В 2021 году, как

и в 2020 году, ареал данного вредителя не изменился, а в 2022 году единственный на территории страны очаг ликвидирован.

Увеличивается ареал коричнево-мраморного клопа (*Halyomorpha halys*), опасного для многих сельскохозяйственных культур: в 2022 году установлено 17 новых карантинных зон. Впервые на территории Российской Федерации этот вид выявлен в 2018 году. В местах своего природного обитания в странах Азии указанный клоп питается на 300 видах растений, предпочитая плодовые, ягодные и овощные культуры, в основном яблоню, сливу, вишню, черешню, грушу, виноград, шиповник, облепиху, томат, огурцы, перец, баклажаны, фасоль. Кроме того, клоп повреждает зерновые и зернобобовые культуры (кукурузу, пшеницу, сою, ячмень, горох), а также декоративные древесные культуры (магнолию, падуку, платан и другие).

По подсчетам специалистов, потенциальные потери при расселении коричнево-мраморного клопа только в Краснодарском и Ставропольском краях, Ростовской области и Республике Дагестан могут составить около 2 млрд. рублей в год.

Информация о распространении карантинных объектов на территории Российской Федерации представлена в таблице 1.

Таблица 1
Установленные карантинные фитосанитарные зоны на территории Российской Федерации (по состоянию на 31 декабря 2022 г.)

Название карантинного объекта	Количество субъектов Российской Федерации	Количество муниципальных районов и городских округов	Площадь установленных карантинных фитосанитарных зон, га	Название карантинного объекта	Количество субъектов Российской Федерации	Количество муниципальных районов и городских округов	Площадь установленных карантинных фитосанитарных зон, га
I. Насекомые				8. Картофельная моль (<i>Phthorimaea operculella</i>)	8	34	8314,45
1. Американская белая бабочка (<i>Huphantria cunea</i>)	16	209	438 890,68	9. Дубовая кружевница (<i>Corythucha arcuata</i>)	4	9	70 330,527
2. Азиатский подвид непарного шелкопряда (<i>Lymantria dispar asiatica</i>)	8	88	50 398 224,13	10. Клоп платановая кружевница (<i>Corythucha ciliata</i>)	3	4	10 889,963
3. Большой черный еловый усач (<i>Monochamus uralensis</i>)	43	497	212 495 809,34	11. Коричнево-мраморный клоп (<i>Halyomorpha halys</i>)	4	13	251 633,94
4. Восточная плодожорка (<i>Grapholita molesta</i>)	15	58	30 787,11	12. Картофельная коровка (<i>Epilachna vigintioctomaculata</i>)	1	1	2,3
5. Восточная каштановая орехотворка (<i>Dryocosmus kuriphilus</i>)	1	1	22 351,2	13. Малый черный еловый усач (<i>Monochamus sutor</i>)	44	552	170 476 735,07
6. Западный цветочный трипс (<i>Frankliniella occidentalis</i>)	32	45	587,75	14. Персиковая плодожорка (<i>Carposina sasakii</i>)	3	9	122,01
7. Калифорнийская щитовка (<i>Quadraspidiotus perniciosus</i>)	14	189	18 392,06	15. Сибирский шелкопряд (<i>Dendrolimus sibiricus</i>)	23	281	130 274 781,85

Таблица 1. Продолжение

Название карантинного объекта	Количество субъектов Российской Федерации	Количество муниципальных районов и городских округов	Площадь установленных карантинных фито-санитарных зон, га	Название карантинного объекта	Количество субъектов Российской Федерации	Количество муниципальных районов и городских округов	Площадь установленных карантинных фито-санитарных зон, га
16. Сосновый семенной клоп (<i>Leptoglossus occidentalis</i>)	1	1	2440	5. Пятнистость листьев кукурузы (<i>Cochliobolus carbonum</i>)	1	2	665,00
17. Табачная белокрылка (<i>Bemisia tabaci</i>)	1	1	0,26	6. Рак картофеля (<i>Synchytrium endobioticum</i>)	4	10	640,17
18. Черный бархатно-пятнистый (хвойный) усач (<i>Monochamus saltuarius</i>)	8	85	30 798 675,67	7. Фомопсис подсолнечника (<i>Diaporthe helianthi</i>)	6	112	84 720
19. Черный крапчатый усач (<i>Monochamus impluviatus</i>)	6	35	48 819 672,77	IV. Бактерии и фитоплазмы			
20. Черный сосновый усач (<i>Monochamus galloprovincialis</i>)	46	553	182 154 462,36	1. Бактериальный ожог плодовых культур (<i>Ergwinia amylovora</i>)	17	58	273 010,29
21. Филлоксера (<i>Viteus vitifoliae</i>)	6	18	25 924,51	2. Бактериальное увядание винограда (<i>Xylophilus ampelinus</i>)	1	1	15,5
22. Усурийский полиграф (<i>Polygraphus proximus</i>)	8	41	1 552 337,32	3. Фитоплазма истощения груши (<i>Candidatus Phitoplasma pyri</i>)	2	4	5903
23. Эхиотрипс американский (<i>Echinothrips americanus</i>)	1	1	24,7	4. Фитоплазма пролиферации яблони (<i>Candidatus Phitoplasma mali</i>)	2	4	18 295,77
24. Южно-американская томатная моль (<i>Tuta absoluta</i>)	8	15	11 707,07	V. Вирусы и вироиды			
25. Ясенева изумрудная златка (<i>Agrilus planipennis</i>)	5	16	199 594,08	1. Потивирус шарки (оспы) слив (<i>Plum pox potyvirus</i>)	19	40	11 526,87
26. Японский жук (<i>Popillia japonica</i>)	1	1	2000	2. Вирус мозаики пепино (<i>Pepino mosaic virus</i>)	4	4	10,25
II. Нематоды				VI. Растения			
1. Золотистая картофельная нематода (<i>Globodera rostochiensis</i>)	48	343	595 524,124	1. Амброзия многолетняя (<i>Ambrosia psilostachya</i>)	6	12	3792,764
2. Соевая цисто-образующая нематода (<i>Heterodera glycines</i>)	2	12	78 288,93	2. Амброзия польнолистная (<i>Ambrosia artemisiifolia</i>)	31	347	7 161 009,309
III. Грибы				3. Амброзия трехраздельная (<i>Ambrosia trifida</i>)	17	107	2 241 691,234
1. Аскохитоз хризантем (<i>Didymella ligulicola</i>)	1	1	0,05	4. Горчак ползучий (<i>Acroptilon repens</i>)	18	202	1 248 114,778
2. Антракноз земляники (<i>Colletotrichum acutatum</i>) (= <i>C. xanthii</i>)	3	3	66,75	5. Паслен колючий (<i>Solanum rostratum</i>)	4	29	41 058,36
3. Белая ржавчина хризантем (<i>Puccinia horiana</i>)	1	2	0,08	6. Паслен трехцветковый (<i>Solanum triflorum</i>)	3	8	431 370,27
4. Пурпурный церкоспороз (<i>Cercospora kikuchii</i>)	1	4	7769,49	7. Повилики (<i>Cuscuta spp.</i>)	60	660	2 780 595,836
				8. Сициос угловатый (<i>Sicyos angulatus</i>)	1	1	7,17
				9. Ценхрус длинноколючковый (<i>Cenchrus longispinus</i>)	4	9	589,62

РАЗДЕЛ 3. УПРАЗДНЕНИЕ КАРАНТИННЫХ ФИТОСАНИТАРНЫХ ЗОН НА ТЕРРИТОРИИ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ В 2022 ГОДУ

В соответствии со статьей 19 Федерального закона 206-ФЗ решение об отмене карантинного фитосанитарного режима (упразднении карантинных фитосанитарных зон) принимается Россельхознадзором после ликвидации популяции карантинного объекта.

В результате применения карантинных фитосанитарных мер и мероприятий по локализации очагов и ликвидации популяций карантинных объектов в 2022 году упразднены карантинные фитосанитарные зоны по 31 ограниченно распространенному виду из 50 видов, зарегистрированных по состоянию на 31 декабря 2022 г. на территории Российской Федерации.

Всего в 2022 году упразднены 14 715 карантинных фитосанитарных зон общей площадью 134,290 млн. га, в том числе:

- 12 980 карантинных фитосанитарных зон по золотистой картофельной нематоде;
- 1147 карантинных фитосанитарных зон по 7 видам сорных растений;
- 561 карантинная фитосанитарная зона по 16 видам вредителей;
- 10 карантинных фитосанитарных зон по 3 видам грибных болезней растений;
- 10 карантинных фитосанитарных зон по 3 видам бактерий;
- 7 карантинных фитосанитарных зон по потивирусу шарки (оспы) слив.

Наибольшее количество упраздненных в 2022 году карантинных фитосанитарных зон, как и в предыдущие годы, приходится на золотистую картофельную нематоду. За год общая площадь карантинных фитосанитарных зон по данному виду уменьшилась на 57,7 тыс. га, или на 9%, по сравнению с аналогичным показателем 2021 года.

На втором месте по количеству упраздненных карантинных фитосанитарных зон находятся 7 видов сорных растений. При этом на 4 вида: повилки (612 зон), амброзию полыннолистную (345 зон), амброзию трехраздельную (98 зон) и горчак ползучий (77 зон) – приходится 98,7% упраздненных зон.

Из 26 видов вредителей, распространенных на территории страны, в 2022 году карантинные фитосанитарные зоны упразднены по 16 видам. При этом 57,4% упраздненных карантинных зон приходится на 4 вида вредителей плодовых культур – калифорнийскую щитовку, американскую белую бабочку, филлоксеру и восточную плодоядку.

По общей площади упраздненных карантинных фитосанитарных зон лидируют 7 видов вредителей лесных культур, среди них малый черный еловый усач (53,1 млн. га), уссурийский полиграф (42,3 млн. га), большой черный еловый усач (20,8 млн. га), черный сосновый усач (8,8 млн. га).

В 2022 году в результате обнаружения новых очагов карантинных вредных организмов

и ликвидации ранее выявленных популяций по сравнению с 31 декабря 2021 г. общие площади карантинных фитосанитарных зон не изменились по 10 ограниченно распространенным видам, увеличились – по 16 видам, уменьшились – по 21 виду. При этом полностью упразднены карантинные фитосанитарные зоны по двум видам – овощному листовому минеру и бактериальному увяданию (вилту) кукурузы.

Информация об упразднении карантинных фитосанитарных зон на территории Российской Федерации в 2022 году представлена в таблице 2.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Карантинное фитосанитарное состояние территории Российской Федерации определяется на основании данных обследований и мониторинга, проводимых Россельхознадзором в отношении карантинных вредных организмов, входящих в Единый перечень ЕАЭС.

По состоянию на 31 декабря 2022 г. Единый перечень ЕАЭС включает в себя 248 карантинных объектов. По сравнению с 2021 годом он увеличился на 11 видов вредных организмов в результате включения в раздел I «Карантинные вредные организмы, отсутствующие на территории Евразийского экономического союза» Единого перечня ЕАЭС 8 видов вредителей растений и 3 видов нематод.

Включение карантинных объектов в Единый перечень ЕАЭС и исключение из него проводится на основе результатов научного анализа фитосанитарного риска, связанного с каждым объектом.

На территории Российской Федерации по состоянию на 31 декабря 2022 г. установлены карантинные фитосанитарные зоны по 50 карантинным объектам, что составляет 20% общего числа карантинных объектов Единого перечня ЕАЭС:

- 26 видам насекомых;
- 9 видам сорных растений;
- 7 видам грибов;
- 4 видам бактерий и фитоплазм;
- 2 видам нематод;
- 2 вирусам.

В результате проведенных обследований и мониторинга в 2022 году на территории Российской Федерации выявлены очаги и установлены карантинные фитосанитарные зоны по трем новым видам – одному грибу (возбудителю пятнистости листьев кукурузы), одному вирусу (вирусу мозаики пепино) и одному сорному растению (сициосу угловатому). Очаги двух карантинных видов: овощного листового минера и бактериального увядания (вилта) кукурузы – полностью ликвидированы.

Наиболее распространенными по количеству и площадям установленных фитосанитарных зон являются 14 видов вредителей лесных и лесодекоративных культур. Среди данных видов наиболее распространены следующие вредители леса: большой черный еловый усач, черный сосновый усач, малый черный еловый усач, сибирский шелкопряд, азиатский подвид непарного шелкопряда, черный крапчатый усач, черный бархатнопятнистый усач.

Таблица 2
Упразднение карантинных фитосанитарных зон на территории Российской Федерации в 2022 году

Название карантинного объекта	Количество субъектов Российской Федерации	Количество муниципальных районов и городских округов	Площадь упраздненных карантинных фитосанитарных зон, га
I. Насекомые			
1. Азиатский подвид непарного шелкопряда (<i>Lymantria dispar asiatica</i>)	4	18	6 475 170,50
2. Американская белая бабочка (<i>Huphantria cunea</i>)	7	21	3916,39
3. Большой черный еловый усач (<i>Monochamus urusovi</i>)	23	145	20 781 043,23
4. Восточная плодоярка (<i>Grapholita molesta</i>)	7	32	7084,3
5. Западный (калифорнийский) цветочный трипс (<i>Frankliniella occidentalis</i>)	8	8	41,66
6. Калифорнийская щитовка (<i>Quadraspidiotus perniciosus</i>)	7	30	8337,22
7. Картофельная моль (<i>Phthorimaea operculella</i>)	3	14	1741,82
8. Коричнево-мраморный клоп (<i>Halyomorpha halys</i>)	1	1	25,71
9. Малый черный еловый усач (<i>Monochamus sutor</i>)	29	204	53 147 194,46
10. Овощной листовой минер (<i>Liriomyza sativae</i>)	1	1	17,4
11. Сибирский шелкопряд (<i>Dendrolimus sibiricus</i>)	9	16	1 206 031,96
12. Черный бархатно-пятнистый усач (<i>Monochamus saltuarius</i>)	3	4	565 185,32
13. Южноамериканская томатная моль (<i>Tuta absoluta</i>)	3	4	155,45
14. Черный сосновый усач (<i>Monochamus galloprovincialis</i>)	23	136	8 826 522,66
15. Филлоксеры (<i>Viteus vitifoliae</i>)	3	8	900,6
16. Уссурийский полиграф (<i>Polygraphus proximus</i>)	5	8	42 309 191,41

Наименьшая площадь карантинных фитосанитарных зон установлена по новым видам вредителей, связанным с лесными культурами, таким как сосновый семенной клоп, клоп платановая кружевница, клоп дубовая кружевница, ясеневая изумрудная златка, восточная каштановая орехотворка.

Название карантинного объекта	Количество субъектов Российской Федерации	Количество муниципальных районов и городских округов	Площадь упраздненных карантинных фитосанитарных зон, га
II. Нематоды			
1. Золотистая картофельная нематода (<i>Globodera rostochiensis</i>)	30	240	60 264,046
III. Грибы			
1. Антракноз земляники (<i>Colletotrichum acutatum</i>) (= <i>C. xanthii</i>)	1	1	24,5
2. Рак картофеля (<i>Synchytrium endobioticum</i>)	1	1	55,6
3. Фомопсис подсолнечника (<i>Diaporthe helianthi</i>)	3	9	7912
IV. Бактерии и фитоплазмы			
1. Бактериальный ожог плодовых культур (<i>Ergwinia amylovora</i>)	3	4	11 646,55
2. Бактериальное увядание винограда (<i>Xylophilus ampelinus</i>)	3	4	725,83
3. Бактериальное увядание (вилт) кукурузы (<i>Pantoea stewartii</i>)	3	4	234,3
V. Вирусы и вироиды			
1. Потивирус шарки (оспы) слив (<i>Plum pox potyvirus</i>)	4	6	1196,74
VI. Растения			
1. Амброзия полыннолистная (<i>Ambrosia artemisiifolia</i>)	17	70	190 333,57
2. Амброзия трехраздельная (<i>Ambrosia trifida</i>)	7	24	477 662,72
3. Горчак ползучий (<i>Acroptilon repens</i>)	6	30	55 631,58
4. Паслен трехцветковый (<i>Solanum triflorum</i>)	1	2	2587
5. Паслен колючий (<i>Solanum rostratum</i>)	2	3	7500,16
6. Повилики (<i>Cuscuta</i> spp.)	33	170	141 631,931
7. Ценхрус длинноколючковый (<i>Cenchrus longispinus</i>)	2	6	30,36

С зерновыми культурами связана вторая по количеству выявленных на территории Российской Федерации группа карантинных вредных организмов – 9 видов сорных растений. По состоянию на 31 декабря 2022 г. на территории Российской Федерации наиболее распространены амброзия

полыннолистная, повилики, амброзия трехраздельная и горчак ползучий.

По данным мониторинга территории страны, в 2022 году установлено 1438 новых карантинных фитосанитарных зон на общей площади 387,83 тыс. га по всем 9 видам сорных растений. Наибольшее количество новых зон установлено по повиликам (571 зона), амброзии полыннолистной (466 зон) и амброзии трехраздельной (225 зон).

Кроме карантинных видов сорных растений с зерновыми культурами связаны и другие ограниченно распространенные на территории Российской Федерации вредные организмы Единого перечня ЕАЭС – цистообразующая соевая нематода, возбудитель пурпурного церкоспороза сои и возбудитель пятнистости листьев кукурузы.

В 2022 году в стране ареал соевой нематоды не изменился, ареал пурпурного церкоспороза увеличился на 569 га в результате выявления новых очагов заболевания, а также ликвидирован единственный выявленный на территории Российской Федерации в 2019 году очаг возбудителя бактериального увядания (вилта) кукурузы.

С зерновыми культурами связано выявление в 2022 году в Псковской области двух очагов отсутствовавшего в последние годы на территории страны грибного заболевания – пятнистости листьев кукурузы.

Из карантинных объектов, связанных с плодовыми и ягодными культурами, наиболее распространены:

- калифорнийская щитовка (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 189 муниципальных районах 14 субъектов Российской Федерации на площади 18,4 тыс. га);

- бактериальный ожог плодовых культур (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 58 муниципальных районах 17 субъектов Российской Федерации на площади 273 тыс. га);

- восточная плодоярка (карантинные фитосанитарные зоны установлены в 58 муниципальных районах 15 субъектов Российской Федерации на площади 30,8 тыс. га).

В 2020 году впервые на территории страны выявлены два карантинных вида фитоплазм – фитопlasма истощения груши и фитопlasма пролиферации яблони. В 2021 году ареал данных видов не изменился, а в 2022 году он увеличился – установлена одна новая карантинная фитосанитарная зона фитоплазмы истощения груши и две зоны фитоплазмы пролиферации яблони.

На 31 декабря 2022 г. в Российской Федерации установлены карантинные фитосанитарные зоны только по четырем карантинным видам Единого перечня ЕАЭС, связанным с картофелем: картофельной моли, картофельной коровке, раку картофеля и золотистой картофельной нематодой.

Наибольшее распространение в стране имеет золотистая картофельная нематода. По состоянию на 31 декабря 2022 г. карантинные фитосанитарные зоны в отношении золотистой картофельной нематоды установлены в 48 субъектах Российской

Федерации, 343 муниципальных районах на общей площади 595,5 тыс. га. Несмотря на то что в 2022 году по данному виду новые карантинные фитосанитарные зоны установлены на площади 2,4 тыс. га, сохраняется тенденция по сокращению ареала данного вредителя картофеля. Так, за 2020–2022 годы очаги картофельной нематоды полностью ликвидированы в 10 субъектах Российской Федерации. Всего с 2019 года общая площадь карантинных фитосанитарных зон по указанному карантинному объекту уменьшилась на 55%.

В 2022 году уменьшился также ареал картофельной моли и возбудителя рака картофеля, а ареал картофельной коровки на территории Российской Федерации не изменился.

В Московской, Смоленской и Тамбовской областях и в Краснодарском крае на четырех предприятиях защищенного грунта в 2022 году выявлен ранее отсутствовавший в стране вирус мозаики пепино (*Perino mosaic virus*), включенный в Единый перечень ЕАЭС в 2021 году.

В 2019 году впервые в стране выявлен карантинный вредитель защищенного грунта – овощной листовой минер (*Liriomyza sativae*), способный повреждать многие виды овощных и зеленных культур (особенно вредит томатам, огурцам и рассаде различных видов растений) и значительно снижать их урожайность. В 2021 году, как и в 2020 году, ареал данного вредителя не изменился, а в 2022 году единственный на территории страны очаг был ликвидирован.

В результате применения карантинных фитосанитарных мер и мероприятий по локализации очагов и ликвидации популяций карантинных объектов в 2022 году упразднены карантинные фитосанитарные зоны по 31 ограниченно распространенному виду из 50 видов, зарегистрированных по состоянию на 31 декабря 2022 г. на территории Российской Федерации.

Всего в 2022 году упразднены 14 715 карантинных фитосанитарных зон общей площадью 134,290 млн. га, в том числе:

- 12 980 карантинных фитосанитарных зон по золотистой картофельной нематодой;

- 1147 карантинных фитосанитарных зон по 7 видам сорных растений;

- 561 карантинная фитосанитарная зона по 16 видам вредителей;

- 10 карантинных фитосанитарных зон по 3 видам грибных болезней растений;

- 10 карантинных фитосанитарных зон по 3 видам бактерий;

- 7 карантинных фитосанитарных зон по потивирусу шарки (оспы) слив.

В 2022 году в результате обнаружения новых очагов карантинных вредных организмов и ликвидации ранее выявленных популяций общие площади карантинных фитосанитарных зон по сравнению с аналогичным показателем на 31 декабря 2021 г. не изменились по 10 ограниченно распространенным видам, увеличились – по 16 видам, уменьшились – по 21 карантинному виду.

Сорные растения, засоряющие семена рапса, выращиваемого в Западной Сибири, и фитосанитарные риски, связанные с ними

* ЭБЕЛЬ Т.В.¹, МИХАЙЛОВА С.И.²

^{1,2} Томский филиал ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»), г. Томск, Россия, 634021

² ФГАОУ ВО «Национальный исследовательский Томский государственный университет», г. Томск, Россия, 634050

¹ ORCID 0000-0002-6356-7077,
e-mail: ebeltanya@yandex.ru

² ORCID 0000-0003-4595-2032,
e-mail: mikhailova.si@yandex.ru

АННОТАЦИЯ

Представлены результаты четырехгодичного (2019–2022 гг.) мониторинга засоренности образцов семян рапса, выращенного в четырех растениеводческих регионах Сибирского федерального округа (СФО) – Кемеровской, Новосибирской, Омской областях и Алтайском крае. Из 433 проанализированных образцов семян рапса выделены диаспоры (плоды и семена) 67 видов сорных растений, относящихся к 56 родам из 21 семейства. Наибольшим числом видов в изученных образцах представлены сорные растения из семейств Капустные (Brassicaceae) и Мятликовые (Poaceae). Для образцов рапса, происходящих из Омской области, выявлено наибольшее видовое разнообразие сорных растений – 49 видов. Для исследованных образцов семян рапса установлена общая численность диаспор засоряющих их растений. Засоренность проанализированных семян рапса, выращенного на территории Западной Сибири, достаточно высокая. Доминирующими видами являются трудноотделимые мелкосемянные сорняки: *Galium vaillantii*, subgen. *Galeopsis* (incl. *G. speciosa*, *G. bifida*), *Galeopsis ladanum*, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*, *Persicaria lapathifolia*, *Panicum miliaceum* ssp. *ruderales*, *Setaria pumila*, *Setaria viridis*, *Echinochloa crus-galli*. Семян и плодов карантинных для Евразийского экономического союза (ЕАЭС) видов растений в изученных образцах не обнаружено. Установлено, что 73% выделенных из образцов семян рапса видов сорных растений являются регулируемые в 33 других странах. Полученные результаты могут быть использованы для предварительной оценки соответствия партий семян рапса, выращиваемого в основных растениеводческих регионах Западной Сибири, фитосанитарным требованиям потенциальных стран-импортеров.

Ключевые слова. *Brassica napus*, сорняки, Сибирский федеральный округ, экспорт продукции.

Weeds contaminating rape seeds grown in Western Siberia and phytosanitary risks associated with them

* TATYANA V. EBEL¹, SVETLANA I. MIKHAILOVA²

^{1,2} Tomsk Branch of FGBU “All-Russian Plant Quarantine Center” (FGBU “VNI IKR”), Tomsk, Russia, 634021

² National Research Tomsk State University, Tomsk, Russia, 634050

¹ ORCID 0000-0002-6356-7077,
e-mail: ebeltanya@yandex.ru

² ORCID 0000-0003-4595-2032,
e-mail: mikhailova.si@yandex.ru

ABSTRACT

The results of a four-year (2019–2022) monitoring of weed contamination of rapeseed seed samples grown in four crop-growing regions of the Siberian Federal District (SFD) – Kemerovo Oblast, Novosibirsk Oblast, Omsk Oblast and Altai Krai are presented. Diaspores (fruits and seeds) of 67 weed species belonging to 56 genera from 21 families were isolated from 433 analyzed samples of rapeseed seeds. The largest number of species in the studied samples are weeds from the Brassicaceae and Poaceae families. For samples of rapeseed originating from Omsk Oblast, the largest weed species diversity of 49 species was reported. For the studied samples of rapeseed seeds, the total number of diaspores of plants contaminating them was established. The contamination of the analyzed seeds of rapeseed grown in Western Siberia is quite high. The dominant species are hard-separable small-seeded weeds: *Galium vaillantii*, subgen. *Galeopsis* (incl. *G. speciosa*, *G. bifida*), *Galeopsis ladanum*, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*, *Persicaria lapathifolia*, *Panicum miliaceum* ssp. *ruderales*, *Setaria pumila*, *Setaria viridis*, *Echinochloa crus-galli*. Seeds and fruits of plant species that are of quarantine status for the Eurasian Economic Union (EAEU) were not detected in the studied samples. It has been established that 73% of weed species isolated from rapeseed seed samples are regulated in 33 other countries. The results obtained can be used for a preliminary assessment of the compliance of rapeseed seed lots grown in the main crop growing regions of Western Siberia with the phytosanitary requirements of potential importing countries.

Key words. *Brassica napus*, weeds, Siberian Federal District, product export.

ВВЕДЕНИЕ



Рапс (*Brassica napus* L.) – растение из семейства Капустные (Brassicaceae), является важнейшей технической культурой, выращиваемой в основном с целью получения масла и кормов для сельскохозяйственных животных. Кроме того, рапс является отличным медоносом и сидеральным растением. Современные сорта рапса отличаются высокой продуктивностью, а в целом эта культура хорошо приспособлена к умеренному климату. Инновационные технологии возделывания и возрастающая потребность в растительных маслах и высокобелковых кормах обеспечивают повышенный интерес к рапсу среди сельхозпроизводителей.

Существует 2 формы культивируемого рапса – озимая и яровая. Основными производителями ярового рапса являются страны Северной Америки: в одной только Канаде сосредоточено 9,49 млн га посевов. Озимый рапс широко культивируется в странах Евросоюза: по актуальным данным, здесь этой культурой занято 6,22 млн га земель. В течение последних пяти лет существенно увеличилось производство рапса в Индии (9,3 млн га) и Китайской Народной Республике (3,69 млн га) (<https://поле.рф/journal/publication/1731>).

Россия по площадям и валовым сборам рапса уступает Канаде, Евросоюзу, Индии и Китаю и конкурирует с Австралией, Украиной и США. По прогнозам экспертов, площади рапса в РФ к 2024 г. достигнут 1,9–2,5 млн га, а валовые сборы семян – 3,0–4,1 млн т (Гончаров, Карпачев, 2020).

Посевная площадь рапса в 2022 г. в Российской Федерации, согласно информации Росстата, составила 2,3 млн га (+39,2% к 2021 г.); валовой сбор – 4,563 млн т (+63,2%), из которых 1,6 млн т приходится на озимый рапс. По мнению руководства российской Ассоциации производителей и переработчиков рапса «РАСРАПС», востребованность рапса для производства масла и кормов для сельскохозяйственных животных способствует двух-трехкратному увеличению производства этой масличной культуры в России. У российского животноводства существует колоссальная потребность в рапсе – эта культура используется для производства кормов (жмыха и шрота). Так, только молочному сектору животноводства требуется порядка 4 млн т маслосемян в год, что создает большой задел для замещения импортного кормового белка отечественным (<https://поле.рф/journal/publication/1731>).

В настоящее время в условиях существенного роста производства российского рапса основные регионы его возделывания сместились из Центральной России в Западную Сибирь и Поволжье. По данным Ассоциации производителей и переработчиков рапса, растениеводческие регионы Сибирского федерального округа – Красноярский и Алтайский края, Кемеровская и Новосибирская области – входят в топ-10 российских производителей семян рапса (https://rosraps.ru/2023/03/13/rapeseed_production_russia_2022).

В целом в Западной Сибири за последние годы посевные площади под яровым рапсом увеличились в 11,7 раза. Нарращивание производства семян данной культуры связано здесь с введением

INTRODUCTION



Rapeseed (*Brassica napus* L.), a plant of the family Brassicaceae, is an important technical culture grown mainly to extract oil and feed for farm animals. Besides, rapeseed is an excellent honey plant and green manure plant. Modern rapeseed varieties are highly productive, and in general this crop is well adapted to a temperate climate. Innovative cultivation technologies and the growing demand for vegetable oils and high-protein feeds provide increased interest in rapeseed among agricultural producers.

There are 2 forms of cultivated rapeseed – winter and spring. The main producers of spring rapeseed are the countries of North America: 9.49 million hectares of crops are concentrated in Canada alone. Winter rapeseed is widely cultivated in the EU countries: according to current data, 6.22 million hectares of land are occupied by this crop. Over the past five years, rapeseed production has increased significantly in India (9.3 million ha) and the People's Republic of China (3.69 million ha) (<https://поле.рф/journal/publication/1731>).

In terms of area and gross yield of rapeseed, Russia is inferior to Canada, the European Union, India and China and competes with Australia, Ukraine and the USA. According to experts, the area of rapeseed in the Russian Federation will reach 1.9–2.5 million hectares by 2024, and the gross seed yield will reach 3.0–4.1 million tons (Goncharov, Karpachev, 2020).

According to Rosstat, the sown area of rapeseed in 2022 in the Russian Federation amounted to 2.3 million hectares (+39.2% by 2021); gross harvest – 4.563 million tons (+63.2%), of which 1.6 million tons are winter rapeseed. According to the leadership of the Russian Association of Producers and Processors of Rapeseed “RASRAPs”, the demand for rapeseed for the production of oil and feed for farm animals contributes to a two-threefold increase in the production of this oilseed in Russia. The Russian livestock industry has a huge need for rapeseed – this crop is used for the production of feed (oilseed cake and meal). Thus, only the dairy sector of animal production requires about 4 million tons of oilseeds per year, which creates a large reserve for replacing imported feed protein with domestic one (<https://поле.рф/journal/publication/1731>).

Currently, in the context of a significant increase in the production of Russian rapeseed, the main regions of its cultivation have shifted from Central Russia to Western Siberia and the Volga region. According to the Association of Rapeseed Producers and Processors, the crop-growing regions of the Siberian Federal District – Krasnoyarsk Krai and Altai Krai, Kemerovo Oblast and Novosibirsk Oblast – are among the top 10 Russian rapeseed producers (https://rosraps.ru/2023/03/13/rapeseed_production_russia_2022).

In general, in Western Siberia, in recent years, the sown area under spring rapeseed has grown by 11.7 times. The increase in the production of seeds of this crop is associated with the commissioning of medium-sized seed processing plants in Altai Krai, Omsk

в эксплуатацию в Алтайском крае, Омской и Томской областях среднетоннажных заводов по переработке семян и реконструкцией действующих крупных маслоэкстракционных заводов. СФО имеет достаточно большие резервы для наращивания посевов ярового рапса на семена. По расчетам специалистов, посевы ярового рапса могут достичь здесь 1 млн га. Выращенный в Западной Сибири урожай семян ярового рапса реализуется, кроме внутренних потребностей, в основном в европейскую часть России и страны Азиатско-Тихоокеанского региона (Нурлыгаянов, Филимонов, 2018). В 2022 г. СФО занял второе место среди макрорегионов России (после Северо-Западного федерального округа) по экспорту семян рапса: почти 163 тыс. т семян этой культуры было вывезено за рубеж (преимущественно в Китай, Беларусь и Казахстан). По сравнению с 2021 г. объемы экспорта семян рапса из Сибири увеличились в 4,7 раза (<https://rosagroeko.ru/2023/02/10/export0of-rape-seeds>).

В связи с тем, что рапс является мелкосемянной культурой, его семена часто бывают сильно засорены и требуют специальной очистки. Технология послеуборочной подработки семян рапса многоступенчатая и включает в себя три последовательные очистки: предварительную, основную и окончательную. После основной очистки в семенах рапса присутствуют только трудноотделимые примеси, в том числе семена сорняков со схожими с рапсом физико-механическими характеристиками: *Brassica campestris* L., *B. juncea* (L.) Czern., *Raphanus raphanistrum* L., *Sinapis alba* L., *Barbarea vulgaris* R. Br., *Galium aparine* L., *Panicum miliaceum* ssp. *ruderales* (Kitag.) Tzvelev, а также *Setaria viridis* (L.) P. Beauv. и *S. pumila* (Poir.) Roem. & Schult. (Рубец и др., 2014; Гулидова, 2019). Необходимость очистки семян рапса от сорных примесей очевидна – большое количество диаспор сорняков может значительно снижать качество получаемой из рапса продукции. Доказано, что при переработке семян рапса, загрязненных семенами сорных растений семейства Капустные (Brassicaceae), может значительно ухудшаться качество получаемых масла и муки (Davis et al., 1999).

Засоренности семян рапса необходимо уделять особое внимание при осуществлении экспорта этой культуры, т. к. многие страны – импортеры российской продукции растениеводства выдвигают карантинные фитосанитарные требования, в том числе и в отношении семян сорняков. Несоблюдение данных требований может повлечь репутационные риски для РФ и возможный запрет экспорта российского рапса в ряд стран.

Целью настоящей работы явилось выявление потенциального фитосанитарного риска при экспорте семян рапса из Сибирского федерального округа в страны-импортеры.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Для установления видового состава сорняков, засоряющих семена рапса, авторами в 2019–2022 гг. были проведены герботологические исследования поступивших в Томский филиал ФГБУ «ВНИИКР» в рамках федерального проекта «Экспорт продукции АПК» 433 образцов семян рапса, выращенного в четырех регионах Западной Сибири: Кемеровской (243 образца), Новосибирской (74 образца),

Oblast and Tomsk Oblast and the reconstruction of existing large oil extraction plants. The Siberian Federal District has sufficiently large reserves to increase the sowing of spring rapeseed for seeds. According to specialists' calculations, spring rapeseed crops can reach 1 million hectares here. The harvest of spring rape seeds grown in Western Siberia is sold, in addition to domestic needs, mainly to the European part of Russia and the countries of the Asia-Pacific region (Nurlygayanov, Filimonov, 2018). In 2022, the Siberian Federal District was in the second place among the macroregions of Russia (after the North-Western Federal District) in the export of rapeseed: almost 163 thousand tons of seeds of this crop were exported abroad (mainly to China, Belarus and Kazakhstan). Compared to 2021, the volume of exports of rapeseed seeds from Siberia increased by 4.7 times (<https://rosagroeko.ru/2023/02/10/export0of-rape-seeds>).

Due to the fact that rapeseed is a small-seeded crop, its seeds are often heavily contaminated and require special cleaning. The technology of post-harvest processing of rapeseed seeds is multi-stage and includes three successive cleanings: preliminary, main and final. After the main cleaning, only hard-to-separate impurities are present in rapeseed seeds, including weed seeds with physical and mechanical characteristics similar to rapeseed: *Brassica campestris* L., *B. juncea* (L.) Czern., *Raphanus raphanistrum* L., *Sinapis alba* L., *Barbarea vulgaris* R. Br., *Galium aparine* L., *Panicum miliaceum* ssp. *ruderales* (Kitag.) Tzvelev, *Setaria viridis* (L.) P. Beauv. and *S. pumila* (Poir.) Roem. & Schult. (Rubets et al., 2014; Gulidova, 2019). The need to clean rapeseed seeds from weeds is obvious – a large number of weed diaspores can significantly reduce the quality of products obtained from rapeseed. It has been proven that during the processing of rapeseed seeds contaminated with Brassicaceae weed seeds, the quality of the resulting oil and flour can significantly deteriorate (Davis et al., 1999).

The contamination of rapeseed seeds should be given special attention when exporting this crop, since many countries importing Russian crop products put forward quarantine phytosanitary requirements, including for weed seeds. Failure to comply with these requirements may entail reputational risks for the Russian Federation and a possible ban on the export of Russian rapeseed to a number of countries.

The purpose of this work was to identify a potential phytosanitary risk when exporting rapeseed from the Siberian Federal District to importing countries.

MATERIALS AND METHODS

To establish the species composition of weeds contaminating rapeseed seeds, the authors conducted herbotological studies of the 433 rapeseed seed samples grown in four regions of Western Siberia: Kemerovo Oblast (243 samples), Novosibirsk Oblast (74 samples), Omsk Oblast (65 samples) and Altai Krai (51 samples) in 2019–2022.

In all the studied samples, the prevailing weed species were established and the number of weed

Омской (65 образцов) областях и Алтайском крае (51 образец).

Во всех исследуемых образцах установлены преобладающие сорные виды и подсчитано число диаспор (плодов и семян) сорных растений. Для этого из каждого образца массой 0,5–1 кг выделялись диаспоры всех сорных видов, затем с помощью бинокулярного микроскопа Stemi 305 (ZEISS) проводилась их идентификация с учетом основных морфологических признаков плодов, целых семян и частично обрубленных семян. Для определения плодов и семян использовались классические руководства (Доброхотов, 1961; Майсурян, Атабекова, 1978; Москаленко, Юдин, 1999), а также карпологическая коллекция Томского филиала ФГБУ «ВНИИКР». Для того чтобы установить число (количество) плодов и семян сорных видов, из каждого образца семян рапса в соответствии с модифицированной авторами общепринятой методикой (ГОСТ 12037-81) отбиралось по 10 проб массой 10 г и проводился подсчет всех диаспор сорняков, а затем делался перерасчет на 1 кг семян.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

В семенах продовольственного рапса, выращенного в четырех регионах СФО, обнаружены диаспоры 67 видов сорняков, относящихся к 56 родам из 21 семейства. Видовой состав выявленных диаспор сорных растений представлен в табл. 1. Названия растений приводятся в соответствии с International Plant Names Index (<https://www.ipni.org>).

Наибольшим таксономическим разнообразием представлены семейства Brassicaceae (7 родов, 8 видов), Poaceae (6 родов, 7 видов), Asteraceae, Chenopodiaceae и Polygonaceae (по 5 родов и 6 видов), Fabaceae (4 рода, 5 видов), Lamiaceae (3 рода, 5 видов), Boraginaceae и Caryophyllaceae (по 4 рода и 4 вида), а также Amaranthaceae (1 род, 3 вида). Другие семейства представлены 1–2 видами.

Общее число видов сорных растений, обнаруженных в семенах рапса, немного варьирует в зависимости от региона его выращивания (см. табл. 1). Наибольшее видовое разнообразие сорняков обнаружено в образцах рапса, поступивших из Омской области (49 видов).

В образцах из всех четырех регионов обнаружены диаспоры 24 сорных видов: *Amaranthus retroflexus*, *Avena fatua*, *Buglossoides arvensis*, *Cannabis sativa*, *Chenopodium album*, *Convolvulus arvensis*, *Echinochloa crus-galli*, *Erodium cicutarium*, *Euphorbia virgata*, *Fagopyrum tataricum*, *Fallopia convolvulus*, subgen. *Galeopsis*^{*}, *Galium vaillantii*, *Lappula squarrosa*, *Melilotus officinalis*, *Neslia paniculata*, *Panicum miliaceum* ssp. *ruderales*, *Persicaria lapathifolia*, *Raphanus raphanistrum*, *Setaria pumila*, *S. viridis*, *Stachys palustris*, *Thlaspi arvense*, *Tripleurospermum inodorum*. Практически все эти виды (исключая лишь *Buglossoides arvensis*, *Euphorbia virgata* и *Melilotus officinalis*), по нашим наблюдениям, проведенным в 2018–2020 гг. (Эбель и др., 2019, 2020, 2021), широко представлены в различных агроценозах СФО, в том числе и в посевах рапса.

* Здесь и далее по тексту под названием «subgen. *Galeopsis*» подразумеваются 2 вида – *Galeopsis speciosa* Mill. и *G. bifida* Boenn., эремы (диаспоры) которых не имеют достоверных отличий (Сухолозова и др., 2022).

диаспоры (плоды и семена) была подсчитана. Для этого, диаспоры всех сорных видов были выделены из каждого образца массой 0,5–1 кг, затем с помощью бинокулярного микроскопа Stemi 305 (ZEISS) они были идентифицированы с учетом основных морфологических признаков плодов, целых семян и частично обрубленных семян. Для определения плодов и семян, классические руководства (Доброхотов, 1961; Майсурян, Атабекова, 1978; Москаленко, Юдин, 1999), а также карпологическая коллекция Томского филиала ВНИИКР. Для того чтобы установить число плодов и семян сорных видов, из каждого образца семян рапса в соответствии с общепринятой методикой (ГОСТ 12037-81), и все диаспоры сорных видов были подсчитаны, а затем пересчитаны на 1 кг семян.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

В семенах продовольственного рапса, выращенного в четырех регионах СФО, обнаружены диаспоры 67 видов сорняков, относящихся к 56 родам из 21 семейства. Видовой состав выявленных диаспор сорных растений представлен в табл. 1. Названия растений приводятся в соответствии с International Plant Names Index (<https://www.ipni.org>).

Наибольшим таксономическим разнообразием представлены семейства Brassicaceae (7 родов, 8 видов), Poaceae (6 родов, 7 видов), Asteraceae, Chenopodiaceae и Polygonaceae (по 5 родов и 6 видов), Fabaceae (4 рода, 5 видов), Lamiaceae (3 рода, 5 видов), Boraginaceae и Caryophyllaceae (по 4 рода и 4 вида), а также Amaranthaceae (1 род, 3 вида). Другие семейства представлены 1–2 видами.

Общее число видов сорных растений, обнаруженных в семенах рапса, немного варьирует в зависимости от региона его выращивания (см. табл. 1). Наибольшее видовое разнообразие сорняков обнаружено в образцах рапса, поступивших из Омской области (49 видов).

В образцах из всех четырех регионов обнаружены диаспоры 24 сорных видов: *Amaranthus retroflexus*, *Avena fatua*, *Buglossoides arvensis*, *Cannabis sativa*, *Chenopodium album*, *Convolvulus arvensis*, *Echinochloa crus-galli*, *Erodium cicutarium*, *Euphorbia virgata*, *Fagopyrum tataricum*, *Fallopia convolvulus*, subgen. *Galeopsis*^{*}, *Galium vaillantii*, *Lappula squarrosa*, *Melilotus officinalis*, *Neslia paniculata*, *Panicum miliaceum* ssp. *ruderales*, *Persicaria lapathifolia*, *Raphanus raphanistrum*, *Setaria pumila*, *S. viridis*, *Stachys palustris*, *Thlaspi arvense*, *Tripleurospermum inodorum*. Согласно нашим наблюдениям, проведенным в 2018–2020 гг. (Эбель и др., 2019, 2020, 2021), почти все эти виды (за исключением *Buglossoides arvensis*, *Euphorbia virgata* и *Melilotus officinalis*) широко представлены в различных агроценозах СФО, в том числе и в посевах рапса.

Таблица 2 предоставляет результаты подсчета количества диаспор сорных видов в наиболее загрязненных

* Hereinafter, the name “subgen. *Galeopsis*” means 2 species – *Galeopsis speciosa* Mill. and *G. bifida* Boenn., eremes (diaspores) of which do not have significant differences (Sukholozova et al., 2022).

Табл. 1. Видовой состав сорных растений, засоряющих семена рапса в СФО (2019–2022 гг.)
Table 1. Species composition of weeds contaminating rapeseed seeds in the Siberian Federal District (2019–2022)

№ п/п №	Вид сорного растения Weed species	Регионы возделывания рапса Rapeseed cultivation regions				№ п/п №	Вид сорного растения Weed species	Регионы возделывания рапса Rapeseed cultivation regions			
		АК AK	КО KO	НСО NSO	ОО OO			АК AK	КО KO	НСО NSO	ОО OO
1	<i>Amaranthus albus</i> L.				+	34	<i>Galeopsis ladanum</i> L.	+		+	+
2	<i>Amaranthus blitoides</i> S. Watson	+			+	35	<i>Galium vaillantii</i> DC.	+	+	+	+
3	<i>Amaranthus retroflexus</i> L.	+	+	+	+	36	<i>Knautia arvensis</i> (L.) Coult.		+		+
4	<i>Arctium tomentosum</i> Mill.		+			37	<i>Kochia scoparia</i> (L.) Schrad.				+
5	<i>Atriplex patula</i> L.				+	38	<i>Lactuca</i> sp.	+			
6	<i>Atriplex tatarica</i> L.				+	39	<i>Lappula squarrosa</i> (Retz.) Dumort.	+	+	+	+
7	<i>Avena fatua</i> L.	+	+	+	+	40	<i>Lathyrus tuberosus</i> L.	+			+
8	<i>Axyris amaranthoides</i> L.				+	41	<i>Lycopsis arvensis</i> L.		+		+
9	<i>Berteroa incana</i> (L.) DC.	+		+	+	42	<i>Malva pusilla</i> Sm.	+	+		+
10	<i>Brassica campestris</i> L.	+	+	+		43	<i>Medicago</i> sp.		+		
11	<i>Buglossoides arvensis</i> (L.) I.M. Johnst.	+	+	+	+	44	<i>Melandrium album</i> (Mill.) Garcke	+	+		+
12	<i>Bunias orientalis</i> L.		+			45	<i>Melilotus officinalis</i> (L.) Lam.	+	+	+	+
13	<i>Camelina microcarpa</i> Andrz. ex DC.	+				46	<i>Neslia paniculata</i> (L.) Desv.	+	+	+	+
14	<i>Camelina sativa</i> (L.) Crantz		+			47	<i>Nonea rossica</i> Steven	+	+	+	
15	<i>Cannabis sativa</i> L.	+	+	+	+	48	<i>Panicum miliaceum</i> ssp. <i>ruderale</i> (Kitag.) Tzvelev	+	+	+	+
16	<i>Centaurea cyanus</i> L.		+	+	+	49	<i>Pastinaca sativa</i> L.			+	
17	<i>Centaurea scabiosa</i> L.		+		+	50	<i>Persicaria lapathifolia</i> (L.) Delarbre s. l.	+	+	+	+
18	<i>Chenopodium album</i> L.	+	+	+	+	51	<i>Plantago media</i> L.				+
19	<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop. s. l. (incl. <i>Cirsium incanum</i> (S.G. Gmel.) Fisch. ex M. Bieb., <i>Cirsium setosum</i> (Willd.) Besser)		+	+	+	52	<i>Polygonum aviculare</i> L.				+
20	<i>Conium maculatum</i> L.	+		+		53	<i>Raphanus raphanistrum</i> L.	+	+	+	+
21	<i>Convolvulus arvensis</i> L.	+	+	+	+	54	<i>Rumex</i> sp.			+	
22	<i>Corispermum declinatum</i> Stephan ex Iljin	+			+	55	<i>Rumex stenophyllus</i> Ledeb.				+
23	<i>Dracocephalum thymiflorum</i> L.				+	56	<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	+	+	+	+
24	<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P. Beauv.	+	+	+	+	57	<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv. s. str.	+	+	+	+
25	<i>Elytrigia repens</i> (L.) Nevski			+	+	58	<i>Silene noctiflora</i> L.		+		
26	<i>Eriochloa villosa</i> (Thunb.) Kunth	+				59	<i>Spergula arvensis</i> L.	+	+		
27	<i>Erodium cicutarium</i> (L.) LHér.	+	+	+	+	60	<i>Stachys annua</i> (L.) L.	+			
28	<i>Euphorbia helioscopia</i> L.				+	61	<i>Stachys palustris</i> L.	+	+	+	+
29	<i>Euphorbia virgata</i> Waldst. & Kit.	+	+	+	+	62	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.				+
30	<i>Fagopyrum tataricum</i> (L.) Gaertn.	+	+	+	+	63	<i>Thlaspi arvense</i> L.	+	+	+	+
31	<i>Fallopia convolvulus</i> (L.) Á. Löve	+	+	+	+	64	<i>Tripleurospermum inodorum</i> (L.) Sch. Bip.	+	+	+	+
32	<i>Fumaria officinalis</i> L.				+	65	<i>Vicia cracca</i> L.	+	+	+	
33	<i>Galeopsis</i> (subgen. <i>Galeopsis</i> C.C. Towns., incl. <i>G. speciosa</i> Mill., <i>G. bifida</i> Boenn.)	+	+	+	+	66	<i>Vicia hirsuta</i> (L.) Gray		+	+	+
						67	<i>Viola arvensis</i> Murray	+	+		
							Итого видов: 67	41	42	37	49

АК – Алтайский край; КО – Кемеровская область; НСО – Новосибирская область; ОО – Омская область.

AK – Altai Krai; KO – Kemerovo Oblast; NSO – Novosibirsk Oblast; OO – Omsk Oblast.

В табл. 2 приведены результаты подсчета численности диаспор сорных видов в наиболее засоренных партиях семян рапса. К видам-доминантам, чаще всего засоряющим семена данной культуры в СФО, относятся трудноотделимые мелкосемянные сорняки: *Galium vaillantii*, subgen. *Galeopsis*, *Galeopsis ladanum*, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*,

batches of rapeseed seeds. The dominant species that most often contaminate the seeds of this crop in the Siberian Federal District are hard-separable

Табл. 2. Засоренность некоторых партий семян рапса, выращенного в СФО

Table 2. Contamination of some batches of rapeseed cultivated in the Siberian Federal District

Место выращивания Place of cultivation	Число сорных видов в образце Number of weed species in the sample	Доминирующие виды-засорители Dominant weed species	Общее количество диаспор сорных видов, шт/кг Total number of weed species diaspores, pcs/kg
Алтайский край Altai Krai	23	subgen. <i>Galeopsis</i> , <i>Galeopsis ladanum</i> , <i>Setaria pumila</i> , <i>S. viridis</i> , <i>Chenopodium album</i>	6060
	17	<i>Echinochloa crus-galli</i> , <i>Chenopodium album</i> , <i>Panicum miliaceum</i> ssp. <i>runderale</i>	1876
	22	<i>Setaria pumila</i> , subgen. <i>Galeopsis</i> , <i>Persicaria lapathifolia</i> , <i>Echinochloa crus-galli</i>	2728
Кемеровская область Kemerovo Oblast	36	subgen. <i>Galeopsis</i> , <i>Galium vaillantii</i> , <i>Neslia paniculata</i>	2720
Омская область Omsk Oblast	30	<i>Galium vaillantii</i> , <i>Fallopia convolvulus</i> , <i>Panicum miliaceum</i> ssp. <i>runderale</i> , <i>Vicia hirsuta</i>	2850
	26	<i>Galium vaillantii</i> , <i>Lappula squarrosa</i> , <i>Chenopodium album</i> , <i>Convolvulus arvensis</i>	4710

Persicaria lapathifolia, *Panicum miliaceum* ssp. *runderale*, *Setaria pumila*, *S. viridis*, *Echinochloa crus-galli*.

Такие сорные виды, как *Chenopodium album*, *Galeopsis bifida*, *Persicaria lapathifolia*, *Setaria pumila*, *S. viridis* и *Echinochloa crus-galli*, являются опасными сорняками, которые при массовом распространении могут причинить экономический ущерб, заметно снижая качество и потребительскую ценность продукции растительного происхождения (Перечень..., 2010).

В целом можно сделать вывод о достаточно сильной засоренности семян продовольственного рапса, выращиваемого в СФО на экспорт (см. рисунок).

Виды сорных растений, входящие в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС (<https://vniikr.ru/dokumenty/epko-eaes>), в изученных образцах семян рапса выявлены не были. Однако авторы сочли важным выяснить, засорение диаспорами каких видов растений может представлять риск для экспорта этой культуры в другие страны. Согласно информации, полученной из открытых источников (<https://fsvps.gov.ru/ru/fsvps/importexport>; <https://www.ippc.int/en/countries/all/list-countries>; <https://gd.eppo.int>), 49 видов (73%) сорняков, засоряющих семена рапса в изученных регионах, входят в списки регулируемых вредных организмов 33 стран (см. табл. 3).



Рисунок. Пример сильно засоренного образца семян рапса (фото Т.В. Эбель)

Fig. An example of a heavily contaminated rapeseed seed sample (photo by T.V. Ebel)

small-seeded weeds: *Galium vaillantii*, subgen. *Galeopsis*, *Galeopsis ladanum*, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*, *Persicaria lapathifolia*, *Panicum miliaceum* ssp. *runderale*, *Setaria pumila*, *S. viridis*, *Echinochloa crus-galli*.

Such weed species as *Chenopodium album*, *Galeopsis bifida*, *Persicaria lapathifolia*, *Setaria pumila*, *S. viridis* and *Echinochloa crus-galli*, are dangerous weeds that, in case of mass distribution, can cause economic damage, significantly reducing the quality and consumer value of plant products (List..., 2010).

In general, it can be concluded that there is a fairly strong contamination of food rapeseed seeds cultivated in the Siberian Federal District for export (see Fig.).

Weed species included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU (<https://vniikr.ru/dokumenty/epko-eaes>) were not identified in the studied samples of rapeseed seeds. However, the authors considered it important to find out which species of plants that were contaminated by diaspores could pose a risk to the export of this crop to other countries. According to information obtained from open sources (<https://fsvps.gov.ru/ru/fsvps/importexport>; <https://www.ippc.int/en/countries/all/list-countries>; <https://gd.eppo.int>), 49 species (73%) of weeds contaminating rapeseed in the studied regions are listed as regulated pests in 33 countries (see Table 3).

In the vast majority of the countries listed in Table 3, weed species of the quarantine pest status, completely prohibited for import in any crop production. At the same time, 20 species (*Amaranthus retroflexus*, *Avena fatua*, *Cannabis sativa*, *Chenopodium album*, *Cirsium arvense* s. l., *Convolvulus arvensis*, *Echinochloa crus-galli*, *Elytrigia repens*, *Erodium cicutarium*, *Fagopyrum tataricum*, *Fallopia convolvulus*, *Fumaria officinalis*, *Galeopsis bifida*, *Neslia paniculata*, *Persicaria lapathifolia*, *Setaria pumila*, *S. viridis*, *Spergula arvensis*, *Thlaspi arvense*, *Tripleurospermum inodorum*) are common weeds of rapeseed cultivated in the Siberian Federal District, and are regularly detected during phytosanitary examinations of seed samples of this crop. This means that agricultural enterprises of the Siberian Federal District that cultivate

Табл. 3. Обнаруженные в образцах семян рапса виды сорняков, входящие в фитосанитарные требования различных стран мира

Table 3. Weed species detected in samples of rapeseed seeds included in the phytosanitary requirements of various countries

№ п/п Вид № ^o Species	Страны, регулирующие данный вид (* – КВО; ** – регулируемый не КВО)	Countries regulating this species (* – quarantine pest; ** – regulated non-quarantine pest)
1 <i>Amaranthus albus</i> L.	Бразилия*, Венесуэла*, Таиланд*, Эквадор*	Brazil*, Venezuela*, Thailand*, Ecuador*
2 <i>Amaranthus blitoides</i> S. Watson	Бразилия*, Венесуэла*, Колумбия*, Перу*, Таиланд*, Эквадор*	Brazil*, Venezuela*, Colombia*, Peru*, Thailand*, Ecuador*
3 <i>Amaranthus retroflexus</i> L.	Венесуэла*, Куба*, Перу*, Тайвань*	Venezuela*, Cuba*, Peru*, Taiwan*
4 <i>Avena fatua</i> L.	Австралия**, Алжир** (в семенах кормовых культур), Венесуэла*, Египет**, Иордания*, Монголия*, Мьянма*, Таиланд*	Australia**, Algeria** (in fodder seeds), Venezuela*, Egypt**, Jordan*, Mongolia*, Myanmar*, Thailand*
5 <i>Axyris amaranthoides</i> L.	Иран*	Iran*
6 <i>Buglossoides arvensis</i> (L.) I.M. Johnst.	Тайвань*	Taiwan*
7 <i>Bunias orientalis</i> L.	Иордания*, Швейцария**	Jordan*, Switzerland**
8 <i>Camelina sativa</i> (L.) Crantz	Тайвань*	Taiwan*
9 <i>Cannabis sativa</i> L.	Ботсвана*, Египет*, Сербия*, Тайвань*	Botswana*, Egypt*, Serbia*, Taiwan*
10 <i>Centaurea cyanus</i> L.	Шри-Ланка*	Sri Lanka*
11 <i>Centaurea scabiosa</i> L.	Шри-Ланка*	Sri Lanka*
12 <i>Chenopodium album</i> L.	Венесуэла*, Иордания*, Таиланд*, Тайвань*, Шри-Ланка*	Venezuela*, Jordan*, Thailand*, Taiwan*, Sri Lanka*
13 <i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop. s. l. (incl. <i>Cirsium incanum</i> (S.G. Gmel.) Fisch. ex M. Bieb., <i>Cirsium setosum</i> (Willd.) Besser)	Аргентина*, Бразилия*, Венесуэла*, Вьетнам*, Гватемала*, Израиль*, Индонезия*, Иордания*, Камбоджа*, Колумбия*, Мексика*, Парагвай*, Республика Корея*, США*, Таиланд*, Тайвань*, Шри-Ланка*, Эквадор*	Argentina*, Brazil*, Venezuela*, Vietnam*, Guatemala*, Israel*, Indonesia*, Jordan*, Cambodia*, Colombia*, Mexico*, Paraguay*, Republic of Korea*, USA*, Thailand*, Taiwan*, Sri Lanka*, Ecuador*
14 <i>Conium maculatum</i> L.	Республика Корея*, Тайвань*, Шри-Ланка*	Republic of Korea*, Taiwan*, Sri Lanka*
15 <i>Convolvulus arvensis</i> L.	Австралия* (штаты З. Австралия, Ю. Австралия, Виктория), Венесуэла*, Египет**, Иордания*, Куба*, США*, Тайвань*, Шри-Ланка*, Эквадор*	Australia* (states of W. Australia, S. Australia, Victoria), Venezuela*, Egypt**, Jordan*, Cuba*, USA*, Taiwan*, Sri Lanka*, Ecuador*
16 <i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P. Beauv.	Иордания*, Тайвань*	Jordan*, Taiwan*
17 <i>Elytrigia repens</i> (L.) Nevski	Алжир** (в семенах кормовых культур), Бразилия*, Венесуэла*, Израиль*, Индонезия*, Иордания*, Перу*, США*, Тайвань*, Эквадор*	Algeria** (in fodder seeds), Brazil*, Venezuela*, Israel*, Indonesia*, Jordan*, Peru*, USA*, Taiwan*, Ecuador*
18 <i>Eriochloa villosa</i> (Thunb.) Kunth	Канада*	Canada*
19 <i>Erodium cicutarium</i> (L.) L'Hér.	Иордания*, Тайвань*	Jordan*, Taiwan*
20 <i>Euphorbia helioscopia</i> L.	Бразилия*, Венесуэла*, Мексика*, Израиль*, Тайвань*, Шри-Ланка*, Эквадор*	Brazil*, Venezuela*, Mexico*, Israel*, Taiwan*, Sri Lanka*, Ecuador*
21 <i>Euphorbia virgata</i> Waldst. & Kit.	Израиль*	Israel*
22 <i>Fagopyrum tataricum</i> (L.) Gaertn.	Иордания**, Монголия*	Jordan**, Mongolia*
23 <i>Fallopia convolvulus</i> (L.) Á. Löve	Венесуэла*, Гватемала*, Египет**, Израиль*, Иордания*, Мексика*, Монголия*, Таиланд*	Venezuela*, Guatemala*, Egypt**, Israel*, Jordan*, Mexico*, Mongolia*, Thailand*
24 <i>Fumaria officinalis</i> L.	Парагвай*, Перу*	Paraguay*, Peru*
25 <i>Galeopsis bifida</i> Boenn.	Австралия*	Australia*
26 <i>Galeopsis ladanum</i> L.	Иран*	Iran*
27 <i>Kochia scoparia</i> (L.) Schrad.	Новая Каледония*, Эквадор*	New Caledonia*, Ecuador*
28 <i>Lactuca</i> sp.	Австралия**, Тайвань* (как <i>L. serriola</i>)	Australia**, Taiwan* (as <i>L. serriola</i>)
29 <i>Melandrium album</i> (Mill.) Garcke	Бразилия*, Колумбия*, Перу*	Brazil*, Colombia*, Peru*
30 <i>Melilotus officinalis</i> (L.) Lam.	Алжир** (в семенах кормовых культур), Новая Каледония*	Algeria** (in fodder seeds), New Caledonia*
31 <i>Neslia paniculata</i> (L.) Desv.	Мексика*, Тайвань*	Mexico*, Taiwan*
32 <i>Nonea rossica</i> Steven	Монголия*	Mongolia*
33 <i>Panicum miliaceum</i> ssp. <i>ruderales</i> (Kitag.) Tzvelev	Австралия**	Australia**

Табл. 3. Продолжение
Table 3. Continuation

№ п/п Вид № ^o Species	Страны, регулирующие данный вид (* – КВО; ** – регулируемый не КВО)	Countries regulating this species (* – quarantine pest; ** – regulated non-quarantine pest)
34 <i>Persicaria lapathifolia</i> (L.)/ Delarbre s. l. (incl. <i>Persicaria scabra</i> (Moench) Moldenke)	Бразилия*, Гватемала*, Колумбия*, Мексика*, Парагвай*, Перу*, Шри-Ланка**, Эквадор*	Brazil*, Guatemala*, Colombia*, Mexico*, Paraguay*, Peru*, Sri Lanka**, Ecuador*
35 <i>Polygonum aviculare</i> L.	Венесуэла*, Таиланд*, Шри-Ланка**	Venezuela*, Thailand*, Sri Lanka**
36 <i>Raphanus raphanistrum</i> L.	Венесуэла*, Индия*, Панама*, Таиланд*, Тайвань*, Шри-Ланка*	Venezuela*, India*, Panama*, Thailand*, Taiwan*, Sri Lanka*
37 <i>Rumex</i> sp.	Алжир** (в семенах кормовых культур)	Algeria** (in fodder seeds)
38 <i>Rumex stenophyllus</i> Ledeb.	Алжир** (в семенах кормовых культур)	Algeria** (in fodder seeds)
39 <i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	Австралия**, Венесуэла*, Гватемала*, Бразилия*, Мексика*	Australia**, Venezuela*, Guatemala*, Brazil*, Mexico*
40 <i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv.	Австралия**, Бразилия*, Венесуэла*, Гватемала*, Иордания*, Мексика*, Эквадор*	Australia**, Brazil*, Venezuela*, Guatemala*, Jordan*, Mexico*, Ecuador*
41 <i>Silene noctiflora</i> L.	Мексика*	Mexico*
42 <i>Spergula arvensis</i> L.	Венесуэла*, Иордания*, Таиланд*, Тай- вань*, Эквадор*	Venezuela*, Jordan*, Thailand*, Taiwan*, Ecuador*
43 <i>Stachys palustris</i> L.	Колумбия*, Перу*	Colombia*, Peru*
44 <i>Stellaria media</i> (L.) Vill.	Венесуэла*, Иордания*, Таиланд*	Venezuela*, Jordan*, Thailand*
45 <i>Thlaspi arvense</i> L.	Бразилия*, Венесуэла*, Египет*, Мексика*, Парагвай*, Таиланд*, Тайвань*, Эквадор*	Brazil*, Venezuela*, Egypt*, Mexico*, Paraguay*, Thailand*, Taiwan*, Ecuador*
46 <i>Tripleurospermum inodorum</i> (L.) Sch. Bip.	Бразилия*, Индия*, Иран*, Мексика*, Мьянма*	Brazil*, India*, Iran*, Mexico*, Myanmar*
47 <i>Vicia cracca</i> L.	Австралия**	Australia**
48 <i>Vicia hirsuta</i> (L.) Gray	Австралия**	Australia **
49 <i>Viola arvensis</i> Murray	Бразилия*, Индия*, Мьянма*	Brazil*, India*, Myanmar*

КВО – карантинный вредный организм.

В подавляющем большинстве стран перечисленные в табл. 3 виды сорных растений имеют статус карантинных вредных организмов, полностью запрещенных к ввозу в любой продукции растениеводства. При этом 20 видов (*Amaranthus retroflexus*, *Avena fatua*, *Cannabis sativa*, *Chenopodium album*, *Cirsium arvense* s. l., *Convolvulus arvensis*, *Echinochloa crus-galli*, *Elytrigia repens*, *Erodium cicutarium*, *Fagopyrum tataricum*, *Fallopia convolvulus*, *Fumaria officinalis*, *Galeopsis bifida*, *Neslia paniculata*, *Persicaria lapathifolia*, *Setaria pumila*, *S. viridis*, *Spergula arvensis*, *Thlaspi arvense*, *Tripleurospermum inodorum*) являются обычными сорняками рапса, выращиваемого в СФО, и регулярно обнаруживаются при проведении фитосанитарных экспертиз образцов семян данной культуры. Это означает, что сельхозпредприятиям СФО, выращивающим рапс в экспортных целях, необходимо уделять особое внимание засоренности посевов, а также проводить тщательный контроль и очистку семян этой культуры от сорной примеси.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Анализ результатов гербологических исследований партий семян рапса, выращенного в регионах Западной Сибири в 2019–2022 гг., позволил решить ряд задач:

- выявить видовой состав сорных растений, засоряющих семена рапса;
- оценить степень засоренности семян в зависимости от региона выращивания;

rapeseed for export purposes need to pay special attention to the contamination of crops, as well as carefully monitor and clean the seeds of this crop from weeds.

CONCLUSION

Analysis of the results of herbological studies of rapeseed seeds batches cultivated in the regions of Western Siberia in 2019–2022 made it possible to solve some problems:

- to identify the species composition of weeds contaminating rapeseed seeds;
- to assess the degree of seeds contamination depending on the cultivation region;
- to identify the most widespread weed species in the studied rapeseed seeds;
- evaluate possible risks for export potential.

In total, 67 weed species were detected in the studied rapeseed samples cultivated in four crop regions of the Siberian Federal District. The contamination of rapeseed seed lots sent for export from the Siberian Federal District is generally quite high – the number of diaspores of weed species in a sample can reach over 6000 pcs/kg. The most common weeds in rapeseed seeds are represented by 10 taxa: *Galium vaillantii*, subgen. *Galeopsis* (incl. *G. speciosa*, *G. bifida*),

- выделить наиболее массовые в исследованных семенах рапса сорные виды;
- оценить возможные риски для экспортного потенциала.

Всего в изученных образцах рапса, выращенного в четырех растениеводческих регионах СФО, было выявлено 67 видов сорных растений. Засоренность партий семян рапса, отправляемых на экспорт из СФО, в целом достаточно большая – количество диаспор сорных видов в образце может достигать свыше 6000 шт/кг. Наиболее часто встречающиеся сорняки в семенах рапса представлены 10 таксонами: *Galium vaillantii*, subgen. *Galeopsis* (incl. *G. speciosa*, *G. bifida*), *Galeopsis ladanum*, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*, *Persicaria lapathifolia*, *Panicum miliaceum* ssp. *ruderale*, *Setaria pumila*, *Setaria viridis*, *Echinochloa crus-galli*. Из всего количества таксонов сорных растений, обнаруженных в образцах сибирского рапса, 49 видов (73%) входят в списки регулируемых вредных организмов 33 стран. При этом 20 видов сорняков являются обычными сорными растениями рапса, выращиваемого в Западной Сибири, регулярно обнаруживаются при экспертизах образцов его семян, а значит, в случае засорения ими экспортной продукции могут существенно увеличивать ее фитосанитарный риск.

Полученные данные рекомендуется принимать во внимание при установлении фитосанитарного состояния семян рапса, поставляемого из Западной Сибири на экспорт, с учетом требований стран-импортеров.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Гончаров С.В., Карпачев В.В. Перспективы совершенствования экспорта в связи с корректировкой селекционных программ рапса // Масличные культуры. 2020. № 2 (182). С. 94–102.
2. ГОСТ 12037-81. Межгосударственный стандарт. Семена сельскохозяйственных культур. Методы определения чистоты и отхода семян. М.: Стандартинформ, 2011, 34 с.
3. Гулидова В.А. Рапс – высокомаржинальная культура России: монография. Елец: ФГБОУ ВО «Елецкий государственный университет им. И.А. Бунина», 2019, 310 с.
4. Доброхотов В.Н. Семена сорных растений. М.: Сельхозиздат, 1961, 414 с.
5. Майсурян Н.А., Атабекова А.И. Определитель семян и плодов сорных растений. М.: Колос, 1978, 288 с.
6. Москаленко Г.П., Юдин Б.И. Атлас семян и плодов сорных растений, встречающихся в подкарантинных грузах и материалах. М.: Товарищество научных изданий КМК, 1999, 264 с.
7. Нурлыгаянов Р.Б., Филимонов А.Л. Производство семян ярового рапса в Западной Сибири // Международный сельскохозяйственный журнал. 2018. № 4 (364). С. 20–22. URL: <https://doi.org/10.24411/2587-6740-2018-14054>.
8. Перечень опасных для продукции растительного происхождения вредных организмов // Вестник защиты растений. 2010. № 4. С. 74–75.
9. Рубец В.С., Пыльнев В.В., Березкин А.Н. и др. Атлас растений, учитываемых при апробации сортовых посевов зерновых, зернобобовых, масличных культур, многолетних и однолетних трав: учебное пособие. СПб.: Издательство «Лань», 2014, 240 с.

Galeopsis ladanum, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*, *Persicaria lapathifolia*, *Panicum miliaceum* ssp. *ruderale*, *Setaria pumila*, *Setaria viridis*, *Echinochloa crus-galli*. Of the total number of weed taxa detected in samples of Siberian rapeseed, 49 species (73%) are included in the lists of regulated pests in 33 countries. At the same time, 20 weed species, common weeds of rapeseed cultivated in Western Siberia, are regularly detected during the seed sample examination, which means contaminating export products, they can significantly increase its phytosanitary risk.

The data obtained are recommended to be considered when establishing the phytosanitary condition of rapeseed seeds supplied from Western Siberia for export, taking into account the requirements of importing countries.

REFERENCES

1. Goncharov S.V., Karpachev V.V. National rapeseed breeding in accordance with agribusiness export needs [Perspektivy sovershenstvovaniya eksporta v svyazi s korrekcirovkoy selektsionnykh programm rapsa] // Oil Crops. 2020; 2 (182): 94–102. (In Russ.)
2. GOST 12037-81. Interstate standard. Seeds of agricultural crops. Methods for determining the purity and waste of seeds. M.: Standartinform, 2011, 34 p. (In Russ.)
3. Gulidova V.A. Rapeseed – a high-margin crop in Russia: a monograph [Raps – vysokomarkhinalnaya kultura Rossii: monografiya]. Yelets: FSBEI HE “I.A. Bunin Yelets State University”, 2019, 310 p. (In Russ.)
4. Dobrokhoto V.N. Weed seeds [Semena sornykh rasteniy]. Moscow: Selkhozizdat, 1961, 414 p. (In Russ.)
5. Maisuryan N.A., Atabekova A.I. Identification key to weed seeds and fruits [Opredelitel semyan i plodov sornykh rasteniy]. Moscow: Kolos, 1978, 288 p. (In Russ.)
6. Moskalenko G.P., Yudin B.I. Atlas of weed seeds and fruits detected in regulated cargoes and materials [Atlas semyan i plodov sornykh rasteniy, vstrechayushchikhsya v podkarantinnykh gruzakh i materialakh]. M.: Association of scientific publications KMK, 1999, 264 p. (In Russ.)
7. Nurlygayanov R.B., Filimonov A.L. Seed production of spring rapeseed in Western Siberia [Proizvodstvo semyan yarovogo rapsa v Zapadnoy Sibiri] // International Agricultural Journal. 2018; 4 (364): 20–22. URL: <https://doi.org/10.24411/2587-6740-2018-14054>. (In Russ.)
8. List of pests dangerous for plant products [Perchen opasnykh dlya produktsii rastitelnogo proiskhozhdeniya vrednykh organizmov] // Bulletin of Plant Protection. 2010; 4: 74–75. (In Russ.)
9. Rubets V.S., Pylnev V.V., Berezkin A.N. Atlas of plants taken into account when testing varietal crops of cereals, legumes, oilseeds, perennial and annual grasses: a tutorial [Atlas rasteniy, uchityvayemykh pri aprobatsii sortovykh posevov zernovykh, zernobobovykh, maslichnykh kultur, mnogoletnikh i odnoletnikh trav: uchebnoye posobiye]. St. Petersburg: Publishing house “Lan”, 2014, 240 p. (In Russ.)

10. Сухолозова Е.А., Орлова Ю.В., Сухолозов Е.А. Анализ морфологических признаков эремов сорных видов подрода *Galeopsis* // Материалы Международной научной конференции «Биоморфология растений: традиции и современность», 19–21 октября 2022 г. Киров: Вятский государственный университет, 2022. С. 329–335.

11. Эбель Т.В., Михайлова С.И., Эбель А.Л. Герботологическая экспедиция в юго-западные районы Сибирского федерального округа // Карантин растений. Наука и практика. 2019. № 1 (27). С. 49–62.

12. Эбель Т.В., Эбель А.Л., Михайлова С.И. Герботологическая экспедиция в Красноярский край и Республику Хакасия // Фитосанитария. Карантин растений. 2020. № 1 (1). С. 61–72.

13. Эбель Т.В., Эбель А.Л., Михайлова С.И. Герботологическая экспедиция в Томскую область и Алтайский край // Фитосанитария. Карантин растений. 2021. № 1 (5). С. 49–64.

14. Davis J., Brown J., Brennan J., Thill D. Predicting decreases in canola (*Brassica napus* and *B. rapa*) oil and meal quality caused by contamination by Brassicaceae weed seeds // Weed Technology. 1999. Vol. 13. Issue 2. P. 239–243. URL: <https://doi.org/10.1017/S0890037X00041671>.

15. Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза (с изменениями от 25 января 2022 г. (Решение Совета Евразийской экономической комиссии от 25.01.2023 № 8)). URL: <https://vniikr.ru/dokumenty/epko-eaes> (дата обращения: 05.05.2023).

16. Производство рапса озимого и ярового в России в 2022 г. – РАСРАПС. URL: https://rosraps.ru/2023/03/13/rapeseed_production_russia_2022 (дата обращения: 23.03.2023).

17. Россельхознадзор. Экспорт/импорт. URL: <https://fsvps.gov.ru/ru/fsvps/importexport> (дата обращения: 03.05.2023).

18. Россия может довести урожай рапса до 10–12 млн тонн в год – отраслевая ассоциация. URL: <https://поле.рф/journal/publication/1731> (дата обращения: 23.03.2023).

19. Экспорт семян рапса из Сибири вырос в 5 раз – РосАгроЭко. URL: <https://rosagroeko.ru/2023/02/10/export0of-rape-seeds> (дата обращения: 23.03.2023).

20. EPPO Global Database. URL: <https://gd.eppo.int> (дата обращения: 03.05.2023).

21. International Plant Names Index. URL: <https://www.ipni.org> (дата обращения: 04.05.2023).

22. International Plant Protection Convention. URL: <https://www.ippc.int/en/countries/all/list-countries> (дата обращения: 03.05.2023).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Эбель Татьяна Валерьевна, научный сотрудник испытательной лаборатории Томского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Томск, Россия; ORCID 0000-0002-6356-7077, e-mail: ebeltanya@yandex.ru.

Михайлова Светлана Ивановна, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник Томского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Томск, Россия; доцент Национального исследовательского Томского государственного университета, г. Томск, Россия; ORCID 0000-0003-4595-2032, e-mail: mikhailova.si@yandex.ru.

10. Sukholozova E.A., Orlova Yu.V., Sukholozova E.A. Analysis of morphological features of eremes of weed species of the Subgenus *Galeopsis* // Proceedings of the International Scientific Conference “Plant Biomorphology: Traditions and Modernity”, October 19–21, 2022. Kirov: Vyatka State University, 2022: 329–335. (In Russ. with Eng. summ.)

11. Ebel T.V., Mikhailova S.I., Ebel A.L. Herbological Expedition to South-Western Regions of Siberian Federal District // Plant Health and Quarantine. 2019; 1 (27): 49–62.

12. Ebel T.V., Ebel A.L., Mikhailova S.I. Herbological expedition to Krasnoyarsk Krai and the Republic of Khakassia // Plant Health and Quarantine. 2020; 1 (1): 61–72.

13. Ebel T.V., Ebel A.L., Mikhailova S.I. Herbological expedition to Tomsk Oblast and Altai Krai // Plant Health and Quarantine. 2021; 1 (5): 49–64.

14. Davis J., Brown J., Brennan J., Thill D. Predicting decreases in canola (*Brassica napus* and *B. rapa*) oil and meal quality caused by contamination by Brassicaceae weed seeds // Weed Technology. 1999. Vol. 13. Issue 2. P. 239–243. URL: <https://doi.org/10.1017/S0890037X00041671>.

15. Common list of quarantine pests of the Eurasian Economic Union (as amended on January 25, 2022 (Decision of the Council of the Eurasian Economic Commission dated January 25, 2023 No. 8)). URL: <https://vniikr.ru/dokumenty/epko-eaes> (last accessed: 05.05.2023).

16. Production of winter and spring rapeseed in Russia in 2022 – RASRAPs. URL: https://rosraps.ru/2023/03/13/rapeseed_production_russia_2022 (last accessed: 23.03.2023).

17. Rosselkhoz nadzor. Export / Import. URL: <https://fsvps.gov.ru/ru/fsvps/importexport> (last accessed: 03.05.2023).

18. Russia can bring the rapeseed harvest to 10–12 million tons per year – industry association. URL: <https://поле.рф/journal/publication/1731> (last accessed: 23.03.2023).

19. Export of rapeseed seeds from Siberia grew 5 times – RosAgroEco. URL: <https://rosagroeko.ru/2023/02/10/export0of-rape-seeds> (last accessed: 23.03.2023).

20. EPPO Global Database. URL: <https://gd.eppo.int> (last accessed: 03.05.2023).

21. International Plant Names Index. URL: <https://www.ipni.org> (last accessed: 04.05.2023).

22. International Plant Protection Convention. URL: <https://www.ippc.int/en/countries/all/list-countries> (last accessed: 03.05.2023).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Tatyana Ebel, Researcher of Testing laboratory, Tomsk Branch of FGBU “VNI IKR”, Tomsk, Russia; ORCID 0000-0002-6356-7077, e-mail: ebeltanya@yandex.ru.

Svetlana Mikhailova, PhD in Biology, Leading Researcher, Tomsk Branch of FGBU “VNI IKR”, Tomsk, Russia; Associate Professor, National Research Tomsk State University, Tomsk, Russia; ORCID 0000-0003-4595-2032, e-mail: mikhailova.si@yandex.ru.

Выявление вируса метельчатости верхушек картофеля методом ПЦР с обратной транскрипцией в режиме реального времени

* ПРУЧКИНА М.А.¹, ШНЕЙДЕР Ю.А.², ЖИВАЕВА Т.С.³

^{1,2,3} ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»), р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия, 140150

¹ e-mail: anadiamena@gmail.com

² ORCID 0000-0002-7565-1241,

e-mail: yury.shneyder@mail.ru

³ e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru

АННОТАЦИЯ

Картофель (*Solanum tuberosum*) является важнейшей сельскохозяйственной культурой. В настоящее время в мире картофель выращивают на территории более 18 млн га. Объектом исследования представленной статьи является вирус метельчатости верхушек картофеля (Potato mop-top virus), опасный патоген, причиняющий ущерб картофелеводству во всем мире. Данный вредный организм снижает урожайность картофеля, вызывает характерные повреждения мякоти и поверхности клубней, что сказывается на товарном качестве и возможности использования их для переработки. Климатические условия в странах распространения вируса схожи с климатическими условиями выращивания картофеля на территории Российской Федерации. Кроме того, его переносчик, гриб *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea*, вызывающий порошистую паршу картофеля, широко распространен в России. Надежные методы борьбы с вирусом метельчатости верхушек картофеля отсутствуют, поэтому существует вероятность того, что вирус также может акклиматизироваться и распространиться на территории нашей страны. В связи с этим важно иметь действенные методы выявления и идентификации данного организма.

В исследовании был проведен сравнительный анализ коммерческого набора для полимеразной цепной реакции в режиме реального времени (ПЦР-РВ) и видоспецифичных праймеров для идентификации вируса метельчатости верхушек картофеля. Также была проведена оценка применимости коммерческих наборов реактивов для постановки обратной транскрипции. Наиболее удачные комбинации реактивов для синтеза кДНК, праймеров и режимов амплификации для выявления Potato mop-top virus были апробированы на образцах картофеля, отобранных в Иркутской, Волгоградской и Ростовской областях, а также Приморском крае.

Detection of Potato mop-top virus by real-time RT-PCR

* MARIA A. PRUCHKINA¹, YURI A. SHNEYDER², TATIANA S. ZHIVAeva³

^{1,2,3} FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIIKR"), Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia, 140150

¹ e-mail: anadiamena@gmail.com

² ORCID 0000-0002-7565-1241,

e-mail: yury.shneyder@mail.ru

³ e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru

ABSTRACT

Potato (*Solanum tuberosum*) is the most important agricultural crop. Currently, potatoes are cultivated on more than 18 million hectares in the world. The object of study of the presented article is Potato mop-top virus (PMTV), a serious pathogen causing damage to potato all over the world. This pest reduces the yield, causes characteristic damage to the pulp and tuber surface, which affects the commercial quality and the possibility of using them for processing. Climatic conditions in the countries where the virus is spreading are similar to those for potato cultivation in the Russian Federation. Besides, its vector, fungus *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea*, causing powdery scab of potato, is widespread in Russia. There are no reliable methods to control PMTV, so the virus can also adapt and spread throughout Russia. In this regard, it is important to have effective methods for detecting and identifying this organism.

The study compared a commercial real-time polymerase chain reaction (real-time PCR) kit with species-specific primers for the identification of PMTV. The applicability of commercial reverse transcription kits was also evaluated. The most successful combinations of reagents for cDNA synthesis, primers, and amplification modes for the detection of PMTV were tested on potato samples taken in the Irkutsk Oblast, Volgograd Oblast and Rostov Oblast, as well as Primorsky Krai.

Ключевые слова. PMTV, фитопатогены картофеля, молекулярная диагностика, обратная транскрипция, фитосанитарная безопасность, *Spongopora subterranea*.



ВВЕДЕНИЕ

Картофель (*Solanum tuberosum*) является ценной культурой, которую широко возделывают на территории Российской Федерации. По данным Продовольственной и сельскохозяйственной организации Объединенных Наций (ФАО), картофель входит в 10 самых производимых культур мира (FAOSTAT, 2023). Производство семенного картофеля регулируется международными и национальными стандартами. Кроме этого, картофель должен быть свободен от карантинных вредных организмов. Вирусы и бактерии картофеля вызывают одни из самых экономически значимых заболеваний этой культуры, поражая как семенной, так и продовольственный материал. Часто вредные организмы сохраняются в клубнях в латентной форме, а при изменении условий выращивания становятся причиной экономического ущерба для производителей данной культуры. В связи с этим необходимо разрабатывать и использовать в лабораторной практике наиболее чувствительные и специфичные диагностикумы (Шнейдер и др., 2017; Тихомирова, Шнейдер, 2018; Shneyder et al., 2023).

Один из вирусов, часто передающийся в латентном состоянии и проявляющий симптомы в конце вегетации, – вирус метельчатости верхушек картофеля (Potato mop-top virus, PMTV; род *Potomovirus*). Он регулируется странами Азиатско-Тихоокеанской комиссии по карантину и защите растений, Комитета по здоровью растений Южного конуса, Североамериканской организации по карантину и защите растений, а также Стандартом 4/28 (1) Европейской и Средиземноморской организации по карантину и защите растений (ЕОКЗР) для семенного картофеля (EPPO, 1999).

PMTV вызывает некротические дуги и кольца на мякоти и поверхности клубней картофеля, что портит его товарное качество, а симптоматические клубни становятся невозможно использовать для переработки (Santala et al., 2010). Кроме того, снижается урожайность. Несмотря на то, что селекция сортов, комплекс фитосанитарных мер и борьба с вектором PMTV, возбудителем порошистой парши (грибом *Spongopora subterranea* f. sp. *subterranea*), дают определенную защиту, пока не существует надежных методов борьбы с этим вирусом (Sandgren et al., 2002).

Вирус метельчатости верхушек картофеля не передается естественным путем тлями или другими переносчиками, но с поля на поле распространяется в инфицированных семенных клубнях,

Key words. PMTV, potato phytopathogens, molecular diagnostics, reverse transcription, phytosanitary safety, *Spongopora subterranea*.

INTRODUCTION

Potato (*Solanum tuberosum*) is a valuable crop widely cultivated on the territory of the Russian Federation. According to the Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), potatoes are among the 10 most produced crops in the world (FAOSTAT, 2023). Seed potato production is regulated by international and national standards. In addition, potatoes must be free from quarantine pests. Potato viruses and bacteria cause some of the most economically significant diseases of this crop, affecting both seed and food material. Often, pests remain in tubers in a latent form, and when growing conditions change, they cause economic damage to producers of this crop. In this regard, it is necessary to develop and use in laboratory practice the most sensitive and specific diagnostics (Schneyder et al., 2017; Tikhomirova, Schneyder, 2018; Shneyder et al., 2023).

One of the viruses, often transmitted in a latent state and showing symptoms at the end of the growing season is Potato mop-top virus (PMTV; genus *Potomovirus*). It is regulated by the countries of the Asia and Pacific Plant Protection Commission, the Comite de Sanidad Vegetal del Cono Sur, the North American Plant Protection Organization, and the European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) Standard 4/28 (1) for seed potatoes (EPPO, 1999).

PMTV causes necrotic arcs and rings on the pulp and surface of potato tubers, which reduces its commercial quality, and symptomatic tubers cannot be used for processing (Santala et al., 2010). In addition, the yield decreases. Despite the fact that the selection of varieties, a set of phytosanitary measures and controlling the PMTV vector, the causative agent of powdery scab (fungus *Spongopora subterranea* f. sp. *subterranea*), provide some protection, there are still no reliable methods to control this virus (Sandgren et al., 2002).

PMTV is not naturally transmitted by aphids or other vectors, but spreads from field to field in infected seed tubers, as well as in soil contaminated with dormant spores of the vector fungus (Calvert and Harrison, 1966), which is distributed in almost all parts of the world (CABI, 2023). It is believed that in the absence of the vector fungus, plants can self-curing from PMTV after several reproductions, since the virus is unevenly distributed throughout the plant and in a plant grown from an infected tuber, not all stems and daughter tubers will be infected (Kirk, 2008). However, in dormant spores of the fungus *S. subterranea* in the soil, PMTV

а также с почвой, зараженной покоящимися спорами гриба-вектора (Calvert, Harrison, 1966), который распространен практически во всех частях света (CABI, 2023). Считается, что в отсутствие гриба-вектора растения могут самоизлечиться от PMTV через несколько репродукций, поскольку вирус неравномерно распределяется по растению и у растения, выращенного из зараженного клубня, не все стебли и дочерние клубни будут инфицированы (Kirk, 2008). Однако в покоящихся спорах гриба *S. subterranea* в почве PMTV выживает в течение многих лет (Jones, Harrison, 1972). Как только PMTV адаптируется на поле, выращивание чувствительных сортов становится невозможным, поскольку покоящиеся споры вектора долго сохраняются и устойчивы к засухе и агрохимикатам (Sandgren et al., 2002).

Поскольку PMTV, как и его переносчик, распространен в странах с климатом, схожим с климатом в регионах выращивания картофеля в Российской Федерации, существует вероятность того, что PMTV также может здесь акклиматизироваться и распространиться. Своевременное выявление – одна из основных мер, необходимых для предупреждения распространения PMTV на территории Российской Федерации (Шнейдер и др., 2017; Шнейдер и др., 2021; Shneyder et al., 2021).

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

В рамках оценки применимости молекулярно-генетических методов диагностики вируса метельчатости верхушек картофеля были использованы образцы положительных контролей PMTV производства Bioreba (PMTV 113053), Adgen (PMTV 1040-11), ООО «АгроДиагностика», а также зараженных клубней из коллекции ФГБУ «ВНИИКР». Кроме того, для оценки специфичности были применены близкородственные вирусы рода *Pomovirus*: Beet soil-borne virus (BSBV 1214-11 (Adgen, Великобритания), BSBV PV-0576 (DSMZ, Германия)), Beet virus Q (BVQ PV-0961 (DSMZ, Германия)), а также вегетативные части картофеля сорта Гала, не зараженного PMTV. Во всех анализах использовался отрицательный контроль со стерильной дистиллированной водой.

Выделение РНК из образцов было выполнено набором «Проба-НК» («АгроДиагностика», Россия) согласно инструкции производителя.

Для синтеза кДНК использовали набор для обратной транскрипции (ОТ) производства фирмы «АгроДиагностика» (Россия) и набор «MMLV RT Kit» (ЗАО «Евроген», Россия), обратную транскрипцию проводили согласно инструкциям производителей.

При постановке ОТ набором «MMLV RT Kit» («Евроген») использовали смесь, состоящую из праймеров oligo (dT)15 и dN20 random, по 1 мкл на реакцию. Сравнивали 2 варианта объема РНК-матрицы – 3 мкл и 5 мкл.

ПЦР в режиме реального времени проводили коммерческим набором фирмы «АгроДиагностика» согласно инструкции производителя, а также набором для ПЦР «qPCR mix-HS» («Евроген»), с праймерами PMTV-1948F, PMTV-2017R и зондом 1970P (Mumford et al., 2000). ПЦР проводили на амплификаторе Real-time CFX96 Touch (Bio-Rad,

remains viable for many years (Jones and Harrison, 1972). Once PMTV adapts to the field, growing susceptible varieties becomes impossible as the vector's dormant spores remain viable for a long time and resist the drought and agrochemicals (Sandgren et al., 2002).

Since PMTV, like its vector, is common in countries with climates similar to those in the potato-growing regions of the Russian Federation, there is a possibility that PMTV may also adapt and spread there. Timely detection is one of the main measures necessary to prevent the spread of PMTV in the territory of the Russian Federation (Shneyder et al., 2017; Shneyder et al., 2021; Shneyder et al., 2021).

MATERIALS AND METHODS

As part of the assessment of the applicability of molecular genetic methods for diagnosing PMTV, samples of PMTV positive controls produced by Bioreba (PMTV 113053), Adgen (PMTV 1040-11), AgroDiagnostica, as well as infected tubers from the FGBU “VNIKIR” collection were used. In addition, closely related viruses of *Pomovirus* genus were used to assess the specificity: Beet soil-borne virus (BSBV 1214-11 (Adgen, UK), BSBV PV-0576 (DSMZ, Germany)), Beet virus Q (BVQ PV-0961 (DSMZ, Germany)), as well as vegetative parts of potatoes of the Gala variety, not infected with PMTV. All tests used a negative control with sterile distilled water.

RNA isolation from the samples was performed using the Proba-НК kit (AgroDiagnostica, Russia) according to the manufacturer's instructions.

For cDNA synthesis, a reverse transcription kit manufactured by AgroDiagnostica (Russia) and a MMLV RT Kit (Evrogen, Russia) were used; reverse transcription was performed according to the manufacturer's instructions.

When setting up reverse transcription with the MMLV RT Kit (Evrogen), a mixture consisting of primers oligo (dT)15 and dN20 random was used, 1 µl per reaction. We compared 2 variants of the volume of the RNA template – 3 µl and 5 µl.

Real-time PCR was performed using a commercial AgroDiagnostica kit according to the manufacturer's instructions, as well as a PCR kit qPCR mix-HS (Evrogen), with primers PMTV-1948F, PMTV-2017R and probe 1970P (Mumford et al., 2000). PCR was carried out on a Real-time CFX96 Touch amplifier (Bio-Rad, USA) according to the modes indicated in the publication of Bastidas et al., 2013, with an increase in the denaturation time: 95 °C – 5 min, then 40 cycles (95 °C – 25 sec and 60 °C – 1 min) (Bastidas et al., 2013).

RESULTS AND DISCUSSION

Table shows the values of the threshold cycles (Cq Value) of the fluorescence curve of the studied samples.

During the tests, it was shown that the AgroDiagnostica kit, as well as the reaction mixture with primers and a probe from Mumford et al., 2000, make it possible to detect the genetic material of all analyzed PMTV isolates. No non-specific reactions with non-target closely related species were noted. However,

США) по режимам, указанным в публикации Bastidas et al., 2013, с увеличением времени денатурации: 95 °C – 5 мин, затем 40 циклов (95 °C – 25 сек и 60 °C – 1 мин) (Bastidas et al., 2013).

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

В таблице приведены значения пороговых циклов (Cq Value) кривой флуоресценции исследуемых образцов.

the best result can be achieved when carrying out the reaction with the primers described by Mumford et al., 2000, both when synthesizing cDNA with the MMLV RT Kit (Evrogen) with 5 µl of the RNA template, and with the AgroDiagnostica kit for reverse transcription.

Subsequently, potato samples from Irkutsk Oblast, Volgograd Oblast and Rostov Oblast were analyzed using the selected method with primers and a probe described in Mumford et al., as well as Primorsky Krai. All

Таблица. Пороговые циклы кривой флуоресценции при ОТ-ПЦР-РВ* на выявление PMTV в положительных контролях и образцах картофеля

Table. Threshold cycles of the real time RT-PCR fluorescence curve for the detection of PMTV in positive controls and potato samples

Образец Sample	ПЦР-РВ, «АгроДиагностика» Real time PCR, AgroDiagnostica			ПЦР-РВ, «qPCR mix-HS», праймеры Mumford et al., 2000 Real time PCR, qPCR mix-HS, primers Mumford et al., 2000		
	ОТ ¹ , «Евроген», 3 мкл Reverse transcription ¹ , Evrogen 3 µl	ОТ, «Евроген», 5 мкл Reverse transcription, Evrogen, 5 µl	ОТ, «Агро- Диагностика» Reverse transcription, AgroDiagnostica	ОТ, «Евроген», 3 мкл Reverse transcription, Evrogen, 3 µl	ОТ, «Евроген», 5 мкл Reverse transcription, Evrogen, 5 µl	ОТ, «Агро- Диагностика» Reverse transcription, AgroDiagnostica
Клубень картофеля PMTV ⁺³ Potato tuber PMTV ⁺³	35,08	35,17	34,84	32,63	33,25	32,17 ²
PMTV (positive control, Bioreba 113053)	28,04	27,14	28,07	26,61	25,33	25,83
PMTV (positive control, Adgen 1040-11)	38,70	37,36	36,36	22,58	22,32	24,55
PMTV (positive control, «АгроДиагностика») PMTV (positive control, AgroDiagnostica)	31,83	31,83	30,81	31,07	31,14	28,46
BSBV (positive control, Adgen 1214-11)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
BVQ (DSMZ PV-0961)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
BSBV (DSMZ PV-0576)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Отрицательный контроль (картофель с. Гала) Negative control (potato v. Gala)	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Отрицательный контроль выделения Negative isolation control	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Отрицательный контроль амплификации Negative amplification control	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

¹ ОТ – реакция обратной транскрипции.

² Зеленым в таблице указаны ячейки с наименьшим значением порогового цикла (Cq Value).

³ Красным шрифтом обозначены положительные образцы и контроли целевого вируса.

¹ Reverse transcription – reverse transcription reaction.

² Green in the table indicates the cells with the lowest value of the threshold cycle (Cq Value).

³ Red indicates positive samples and controls of the target virus.

* ПЦР с обратной транскрипцией в режиме реального времени.

В ходе испытаний было показано, что набор производства ООО «АгроДиагностика», как и реакционная смесь с праймерами и зондом авторов Mumford et al., 2000, позволяют выявлять генетический материал всех проанализированных изолятов PMTV. Неспецифических реакций с нецелевыми близкородственными видами не отмечено. Однако наилучшего результата удается достичь при проведении реакции с праймерами, описанными Mumford et al., 2000, как при синтезе кДНК набором «MMLV RT Kit» («Евроген») с 5 мкл РНК-матрицы, так и набором для обратной транскрипции производства компании «АгроДиагностика».

В дальнейшем выбранным методом с праймерами и зондом, описанными в публикации Mumford et al., 2000, при синтезе кДНК набором «MMLV RT Kit» («Евроген») с 6 мкл РНК-матрицы были проанализированы образцы картофеля из Иркутской, Волгоградской и Ростовской областей, а также Приморского края. Все образцы по результатам данного исследования были свободны от вируса метельчатости верхушек картофеля, однако необходимо продолжить проверку материала, чтобы убедиться в отсутствии PMTV в других регионах России.

Стоит заметить, что на территории Российской Федерации вирус метельчатости верхушек картофеля выявлялся только в 2019 г. (Malko et al., 2019), при этом авторы публикации использовали для тестирования образцов экспериментальную систему на основе ПЦР в микрочипах. В ходе исследования было протестировано более 1700 образцов картофеля и только в 6 образцах вирус был выявлен. Подтверждение другими методами или секвенированием не проводилось, в связи с чем результаты могут быть сомнительными, так как ни до, ни после исследования в образцах картофеля, отобранных в различных регионах Российской Федерации, вирус не был выявлен. Необходимо также отметить, что в 2020 г. в импортном материале из Египта был выявлен образец картофеля, зараженный PMTV (Шнейдер и др., 2020; Shneyder et al., 2023) (см. рисунок).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Результаты приведенных в статье исследований по изучению вируса метельчатости верхушек картофеля с использованием метода полимеразной цепной реакции с обратной транскрипцией в режиме реального времени послужили основой для составления методических рекомендаций по выявлению данного патогена и его идентификации.

Благодарность. Авторы выражают свою признательность сотрудникам научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР» за помощь в проведении



Рисунок. Картофель с симптомами PMTV (фото Н.А. Хориной)

Fig. Potato with PMTV symptoms (photo by N.A. Khorina)

samples from this study were free from PMTV, however, further testing of the material is necessary to ensure the absence of PMTV in other regions of Russia.

It should be noted that in the territory of the Russian Federation, PMTV was detected only in 2019 (Malko et al., 2019), while the authors of the publication used an experimental system based on PCR in microtests to test samples. More than 1,700 potato samples were tested during the study, and the virus was detected in only 6 samples. Confirmation by other methods or sequencing was not carried out, and therefore the results may be doubtful, since neither before nor after the study in potato samples taken in various regions of the Russian Federation, the virus was detected. It should also be noted that in 2020, a PMTV-infected potato sample was detected in imported material from Egypt (Shneyder et al., 2020; Shneyder et al., 2023) (see Fig.).

CONCLUSION

The results of the studies presented in the article on the study of PMTV using the real-time reverse transcription polymerase chain reaction method served as the basis for the preparation of guidelines for the detection of this pathogen and its identification.

Acknowledgement. The authors express their gratitude to the staff of the Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU “VNIKR”, for their help in conducting research, as well as to the junior researcher of the Primorsky Branch of FGBU “VNIKR” N.A. Khorina for providing a photo of tubers with PMTV symptoms.

REFERENCES

1. Tikhomirova M.A., Shneyder Yu.A. Development of methods for diagnosing American potato viruses that pose a danger to potato growing in the Russian

исследований, а также младшему научному сотруднику Приморского филиала ФГБУ «ВНИИКР» Н.А. Хориной за предоставленное фото клубней с симптомами PMTV.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Тихомирова М.А., Шнейдер Ю.А. Разработка методов диагностики американских вирусов картофеля, создающих опасность для картофелеводства Российской Федерации // Актуальные проблемы картофелеводства: фундаментальные и прикладные аспекты: Материалы Всероссийской научно-практической конференции с международным участием, Томск, 10–13 апреля 2018 г. Томск: Национальный исследовательский Томский государственный университет, 2018. С. 232–234.

2. Шнейдер Ю.А., Каримова Е.В., Приходько Ю.Н., Лозовая Е.Н., Живаева Т.С. Вирусы томата, особо опасные для овощеводства России // Картофель и овощи. 2021. № 6. С. 3–8.

3. *Candidatus Liberibacter solanacearum* – опасный патоген, вызывающий полосатость чипсов картофеля / Шнейдер Ю.А., Каримова Е.В., Приходько Ю.Н., Смирнова И.П., Шероколава Н.А., Мазурин Е.С., Абасов М.М., Магомедов Р.К., Орцханов Б.Г., Астарханова Т.С. // Защита и карантин растений. 2017. № 9. С. 39–41.

4. Шнейдер Ю.А., Приходько Ю.Н., Каримова Е.В., Живаева Т.С., Лозовая Е.Н. Разработка методов диагностики вируса метельчатости верхушки картофеля и вируса желтой карликовости картофеля в Российской Федерации // Современные подходы и методы в защите растений: Материалы II Международной научно-практической конференции, Екатеринбург, 16–18 ноября 2020 г. Екатеринбург: ООО «Издательство АМБ», 2020. С. 118–119.

5. Bastidas N.G., Sánchez P.G., Montoya M.M. Detection and quantification of Potato mop-top virus (PMTV) in Colombia using qRT-PCR // Acta Agronómica. 2013. Vol. 62 (2). P. 120–128.

6. Calvert E.L., Harrison B.D. Potato Mop-Top, a soil-borne virus // Plant Pathology. 1966. Vol. 15 (3). P. 134–139.

7. EPPO (1999). EPPO Standard PM 4/28 (1). Seed potatoes. Certification schemes // EPPO Bulletin. Vol. 29. P. 253–267.

8. Jones R.A.C., Harrison B.D. Ecological studies on Potato Mop-Top Virus in Scotland // Annals of Applied Biology. 1972. Vol. 72. P. 47–57.

9. Kirk H.G. Mop-top Virus, Relationship to Its Vector // American Journal of Potato Research. 2008. Vol. 85 (4). P. 261–265.

10. Malko A., Frantsuzov P., Nikitin M., Statsyuk N., Dzhavakhiya V., Golikov A. Potato Pathogens in Russia's Regions: An Instrumental Survey with the Use of Real-Time PCR/RT-PCR in Matrix Format // Pathogens. 2019. Vol. 8. № 1. 18 p.

11. Mumford R.A., Walsh K., Barker I., Boonham N. Detection of Potato mop top virus and Tobacco rattle virus Using a Multiplex Real-Time Fluorescent Reverse-Transcription Polymerase Chain Reaction Assay // Phytopathology. 2000. Vol. 90 (5). P. 448–453.

12. Sandgren M., Plaisted R.L., Watanabe K.N., Olsson S., Valkonen J.P.T. Evaluation of some North and South American potato breeding lines for resistance to

Federation [Razrabotka metodov diagnostiki amerikanskikh virusov kartofelya, sozdayushchikh opasnost dlya kartofelevodstva Rossiyskoy Federatsii] // Actual problems of potato growing: fundamental and applied aspects: Proceedings of the All-Russian scientific and practical conference with international participation, Tomsk, April 10–13, 2018. Tomsk: National Research Tomsk State University, 2018; 232–234. (In Russ.)

2. Shneyder Yu.A., Karimova E.V., Prikhodko Yu.N., Lozovaya E.N., Zhivaeva T.S. Tomato viruses, especially dangerous for vegetable growing of Russia [Virusy tomata, osobo opasnyye dlya ovoshchevodstva Rossii] // Potatoes and vegetables. 2021; 6: 3–8. (In Russ.)

3. *Candidatus Liberibacter solanacearum* – a dangerous pathogen causing zebra chip disease of potato [*Candidatus Liberibacter solanacearum* – opasnyy patogen, vyzyvayushchiy polosatost chipsov kartofelya] / Shneyder Yu.A., Karimova E.V., Prikhodko Yu.N., Smirnova I.P., Sherokolava N.A., Mazurin E.S., Abasov M.M., Magomedov R.K., Ortskhanov B.G., Astarkhanova T.S. // Plant Protection and Quarantine. 2017; 9: 39–41. (In Russ.)

4. Shneyder Yu.A., Prikhodko Yu.N., Karimova E.V., Zhivaeva T.S., Lozovaya E.N. Development of diagnostic methods for potato mop-top virus and potato yellow dwarf virus in Russia [Razrabotka metodov diagnostiki virusa metelchatosti verkhushki kartofelya i virusa zheltoy karlikovosti kartofelya v Rossiyskoy Federatsii] // Modern approaches and methods in plant protection: Proceedings of the II International Scientific and Practical Conference, Yekaterinburg, November 16–18, 2020. Yekaterinburg: AMB Publishing House LLC, 2020; 118–119. (In Russ.)

5. Bastidas N.G., Sánchez P.G., Montoya M.M. Detection and quantification of Potato mop-top virus (PMTV) in Colombia using qRT-PCR // Acta Agronómica. 2013; 62 (2): 120–128.

6. Calvert E.L., Harrison B.D. Potato Mop-Top, a soil-borne virus // Plant Pathology. 1966; 15 (3): 134–139.

7. EPPO (1999). EPPO Standard PM 4/28 (1). Seed potatoes. Certification schemes // EPPO Bulletin. Vol. 29. P. 253–267.

8. Jones R.A.C., Harrison B.D. Ecological studies on Potato Mop-Top Virus in Scotland // Annals of Applied Biology. 1972; 72: 47–57.

9. Kirk H.G. Mop-top Virus, Relationship to Its Vector // American Journal of Potato Research. 2008; 85 (4): 261–265.

10. Malko A., Frantsuzov P., Nikitin M., Statsyuk N., Dzhavakhiya V., Golikov A. Potato Pathogens in Russia's Regions: An Instrumental Survey with the Use of Real-Time PCR/RT-PCR in Matrix Format // Pathogens. 2019. Vol. 8. № 1. 18 p.

11. Mumford R.A., Walsh K., Barker I., Boonham N. Detection of Potato mop top virus and Tobacco rattle virus Using a Multiplex Real-Time Fluorescent Reverse-Transcription Polymerase Chain Reaction Assay // Phytopathology. 2000; 90 (5): 448–453.

12. Sandgren M., Plaisted R.L., Watanabe K.N., Olsson S., Valkonen J.P.T. Evaluation of some North and South American potato breeding lines for resistance to

Potato mop-top virus in Sweden // American Journal of Potato Research. 2002. Vol. 79. P. 205–210.

13. Santala J., Samuilova O., Hannukkala A., Latvala S., Kortemaa H., Beuch U., Kvarnheden A., Persson P., Topp K., Ørstad K., Spetz C., Nielsen S.L., Kirk H.G., Budziszewska M., Wiczorek P., Obrępańska-Stęplowska A., Pospieszny H., Kryszczuk A., Sztangret-Wisniewska J., Yin Z., Chrzanowska M., Zimnoch-Guzowska E., Jackeviciene E., Taluntytė L., Pūpola N., Mihailova J., Lielmane I., Järvekūlg L., Kotkas K., Rogozina E., Sozonov A., Tikhonovich I., Horn P., Broer I., Kuusiene S., Staniulis J., Uth J.G., Adam G., Valkonen J.P.T. Detection, distribution and control of Potato mop-top virus, a soil-borne virus, in northern Europe // Annals of Applied Biology. 2010. Vol. 157 (2). P. 163–178. URL: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2010.00423.x>.

14. Shneyder Y., Karimova E., Bashkirova I., Zhivaeva T., Pruchkina M., Prikhodko Y. Development and testing of diagnostic methods for Potato mop-top virus and other potato viruses // Acta Horticulturae, 2023 (в печати). URL: <https://elibrary.ru/contents.asp?id=51651869>.

15. Shneyder Y., Prikhodko Y., Karimova E., Zhivaeva T., Lozovaya E. Development of diagnostic methods for potato mop-top virus and potato yellow dwarf virus in Russia // AIP Conference Proceedings: 4th International Conference on Modern Synthetic Methodologies for Creating Drugs and Functional Materials, MOSM 2020, Yekaterinburg, 2020. American Institute of Physics Inc.: American Institute of Physics Inc., 2021. Vol. 2388, Issue 1. P. 020027. URL: <https://doi.org/10.1063/5.0069283>.

16. CAB International. *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* [Электронный ресурс]. URL: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/51088> (дата обращения: 12.05 2023).

17. EPPO Global Database. Potato mop-top virus (PMTV00) [Электронный ресурс]. URL: <https://gd.eppo.int/taxon/PMTV00> (дата обращения: 12.05 2023).

18. FAOSTAT. Value of Agricultural Production [Электронный ресурс]. URL: <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QV> (дата обращения: 12.05 2023).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Пручкина Мария Александровна, аспирант, агроном отдела фитосанитарных рисков и международного взаимодействия ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; e-mail: anadiamena@gmail.com.

Шнейдер Юрий Андреевич, кандидат биологических наук, начальник научно-методического и экспериментального центра, ведущий научный сотрудник ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; ORCID 0000-0002-7565-1241, e-mail: yury.shneyder@mail.ru.

Живаева Татьяна Степановна, научный сотрудник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru.

Potato mop-top virus in Sweden // American Journal of Potato Research. 2002; 79: 205–210.

13. Santala J., Samuilova O., Hannukkala A., Latvala S., Kortemaa H., Beuch U., Kvarnheden A., Persson P., Topp K., Ørstad K., Spetz C., Nielsen S.L., Kirk H.G., Budziszewska M., Wiczorek P., Obrępańska-Stęplowska A., Pospieszny H., Kryszczuk A., Sztangret-Wisniewska J., Yin Z., Chrzanowska M., Zimnoch-Guzowska E., Jackeviciene E., Taluntytė L., Pūpola N., Mihailova J., Lielmane I., Järvekūlg L., Kotkas K., Rogozina E., Sozonov A., Tikhonovich I., Horn P., Broer I., Kuusiene S., Staniulis J., Uth J.G., Adam G., Valkonen J.P.T. Detection, distribution and control of Potato mop-top virus, a soil-borne virus, in northern Europe // Annals of Applied Biology. 2010. Vol. 157 (2). P. 163–178. URL: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2010.00423.x>.

14. Shneyder Y., Karimova E., Bashkirova I., Zhivaeva T., Pruchkina M., Prikhodko Y. Development and testing of diagnostic methods for Potato mop-top virus and other potato viruses // Acta Horticulturae, 2023 (in press). URL: <https://elibrary.ru/contents.asp?id=51651869>.

15. Shneyder Y., Prikhodko Y., Karimova E., Zhivaeva T., Lozovaya E. Development of diagnostic methods for potato mop-top virus and potato yellow dwarf virus in Russia // AIP Conference Proceedings: 4th International Conference on Modern Synthetic Methodologies for Creating Drugs and Functional Materials, MOSM 2020, Yekaterinburg, 2020. American Institute of Physics Inc.: American Institute of Physics Inc., 2021. Vol. 2388, Issue 1. P. 020027. URL: <https://doi.org/10.1063/5.0069283>.

16. CAB International. *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* [Electronic resource]. URL: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/51088> (last accessed: 12.05 2023).

17. EPPO Global Database. Potato mop-top virus (PMTV00) [Electronic resource]. URL: <https://gd.eppo.int/taxon/PMTV00> (last accessed: 12.05 2023).

18. FAOSTAT. Value of Agricultural Production [Electronic resource]. URL: <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QV> (last accessed: 12.05 2023).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Maria Pruchkina, PhD student, Agronomist of Phytosanitary Risks and International Cooperation Department, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; e-mail: anadiamena@gmail.com.

Yuri Shneyder, PhD in Biology, Head of Research and Methodology and Experimental Center, Leading Researcher, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; ORCID 0000-0002-7565-1241, e-mail: yury.shneyder@mail.ru.

Tatiana Zhivaeva, Researcher, Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru.

Феромонные ловушки позволяют в короткие сроки и на больших территориях эффективно и оперативно выявлять очаги заражения насекомыми-вредителями, предотвращать их распространение и успешно бороться с ними.



АССОРТИМЕНТ ФЕРОМОННЫХ ЛОВУШЕК

ВРЕДИТЕЛИ ОВОЩНЫХ КУЛЬТУР

Азиатская хлопковая совка
Восклицательная совка
Дынная муха
Западный кукурузный жук
Западный цветочный (калифорнийский) трипс
Зеленая садовая совка
Капустная совка
Картофельная моль
Малая наземная совка
Озимая совка
Совка-ипсилон
Хлопковая совка
Червец Комстока
Щелкун полосатый посевной
Южноамериканская томатная моль

ВРЕДИТЕЛИ ПЛОДОВЫХ КУЛЬТУР

Азиатская ягодная дроздофила
Восточная плодовая
Гроздевая листовертка
Древесница вьедливая
Калифорнийская щитовка
Коричнево-мраморный клоп
Новозеландская листовертка
Персиковая плодовая
Померанцевая щитовка
Сливовая плодовая
Смородиновая стеклянница
Средиземноморская плодовая муха
Тутовая щитовка
Фруктовая полосатая моль
Яблонная плодовая
Яблонная муха

ВРЕДИТЕЛИ ЗАПАСОВ

Амбарный долгоносик
Большой мучной хрущак
Зерновая огневка
Зерновая моль
Капровый жук
Кукурузный долгоносик
Мельничная огневка
Платяная моль
Рисовый долгоносик
Трогодерма изменчивая
Трогодерма черная
Хлебный точильщик
Хлопковая моль
Хрущак рода *Tribolium*
Четырехпятнистая зерновка
Южная амбарная огневка

ВРЕДИТЕЛИ ЛЕСА

Азиатский усач
Американская белая бабочка
Американский коконопряд
Гравер обыкновенный
Золотистая двухпятнистая совка
Каштановая минирующая моль
Короед-типограф
Лесной кольчатый шелкопряд
Непарный шелкопряд
Самшитовая огневка
Сибирский шелкопряд
Сосновая совка
Сосновый шелкопряд
Усачи рода *Monochamus*
Шелкопряд-монашенка
Шестизубый короед

ЭКОЛОГИЯ И ЗАЩИТА



ФЕРОМОНЫ СОВЕРШЕННО БЕЗОПАСНЫ ДЛЯ МЛЕКОПИТАЮЩИХ И ПЧЕЛ

ФГБУ «ВНИИКР» является крупнейшим производителем феромонной продукции на территории Российской Федерации. На сегодняшний день специалисты учреждения синтезируют феромоны более 70 видов насекомых вредителей, имеющих важное экономическое значение для РФ и государств СНГ.



АССОРТИМЕНТ КЛЕЕВЫХ ЛОВУШЕК

НАИМЕНОВАНИЕ	ЦВЕТ	РАЗМЕР, м
Ловушка клеевая пластина	желтый, синий	0,05×0,12
Ловушка клеевая пластина	желтый, синий	0,25×0,10
Ловушка клеевая пластина	желтый, синий	0,25×0,30
Ловушка клеевая пластина	желтый	0,25×0,40
Ловушка клеевая рулон	желтый, синий	0,15×100
Ловушка клеевая рулон	желтый, синий	0,30×100



В ФГБУ «ВНИИКР» организована биолaborатория по производству шмелей вида *Bombus terrestris*.



**Использование шмелиных
семей позволяет
значительно увеличить
рентабельность
садоводческих
и тепличных хозяйств**

**ПРИНИМАЕМ ЗАЯВКИ НА
ПОСТАВКУ ШМЕЛИНЫХ СЕМЕЙ**



ПОЗАБОТЬТЕСЬ О БЕЗОПАСНОСТИ УРОЖАЯ СЕГОДНЯ!

По вопросам сотрудничества:
ФГБУ «ВНИИКР»

140150, Московская обл., г. о. Раменский,
р. п. Быково, ул. Пограничная, д. 32
Тел.: +7 (499) 707-22-27 (доб. 1468; 1469; 2601)
e-mail: sales@vniikr.ru



www.shop.vniikr.ru



История формирования ареалов некоторых инвазивных видов жуков-кожеедов (Coleoptera: Dermestidae) на территории Российской Федерации

* ЕРШОВА Н.И.¹, УШКОВА М.В.²

^{1,2} ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»), р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия, 140150

¹ e-mail: ershova_nataliya@vniikr.ru

² ORCID 0000-0003-0102-1332,

e-mail: ushkovamariavladislavovna@gmail.com

АННОТАЦИЯ

Статья описывает историю распространения чужеродных видов кожеедов, которые включают вредителей зерна и продуктов его переработки и вредителей зоологических коллекций, за последние 150 лет на региональном уровне в пределах территории современной Российской Федерации. Проведено описание истории формирования ареалов 13 видов кожеедов: *Anthrenus picturatus* Solsky, *Attagenus gobicola* Frivaldszky, *Attagenus simulans* Solsky, *Attagenus smirnovi* Zhantiev, *Attagenus unicolor* (Brahm), *Megatoma tianschanica* Sokolov, *Eurhopalus vespulae* (Milliron), *Thylo-drias contractus* Motschulsky, *Trogoderma glabrum* (Herbst), *Trogoderma inclusum* LeConte, *Trogoderma teukton* Beal, *Trogoderma variabile* Ballion, *Trogoderma versicolor* (Creutzer).

Проведены картирование ареалов перечисленных видов в 1870, 1915, 1980, 2000 и 2020 гг. с использованием программы Russia_locator_name и анализ динамики насыщения географических регионов. Работа выполнена на основании анализа литературных источников.

На основании анализа ареалов 13 завезенных видов приведено описание картины насыщения регионов России чужеродными видами кожеедов.

Показано смещение северных границ ареалов для *Trogoderma teukton* и *Trogoderma variabile* на границе с Казахстаном.

Описываются основные этапы формирования ареала, включающие попадание в международные логистические сети, завоз, формирование локальных очагов, формирование сплошного ареала.

Показано, что регионы со средним уровнем насыщения чужеродными видами вредителей зерна и продуктов его переработки появились в европейской части России и Южной Сибири к 2000 г., а регионы с высоким уровнем насыщения – к 2020 г. только в европейской части. Для вредителей музеев картина насыщения чужеродными видами была иной. Регионы со средним и высоким уровнем насыщения сформировались в европейской части уже к 1970 г., к 2000 г. регионы с высоким

The area formation history of some invasive dermestid beetle species (Coleoptera: Dermestidae) on the territory of the Russian Federation

* NATALIYA I. ERSHOVA¹, MARIA V. USHKOVA²

^{1,2} FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIKIR"), Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia, 140150

¹ e-mail: ershova_nataliya@vniikr.ru

² ORCID 0000-0003-0102-1332,

e-mail: ushkovamariavladislavovna@gmail.com

ABSTRACT

The article describes the history of the distribution of alien Dermestidae species, which include pests of grain crops and its derivate products, and pests of zoological collections, over the past 150 years at the regional level within the territory of the modern Russian Federation. The area formation description history for 13 Dermestidae species was described: *Anthrenus picturatus* Solsky, *Attagenus gobicola* Frivaldszky, *Attagenus simulans* Solsky, *Attagenus smirnovi* Zhantiev, *Attagenus unicolor* (Brahm), *Megatoma tianschanica* Sokolov, *Eurhopalus vespulae* (Milliron), *Thylo-drias contractus* Motschulsky, *Trogoderma glabrum* (Herbst), *Trogoderma inclusum* LeConte, *Trogoderma teukton* Beal, *Trogoderma variabile* Ballion, *Trogoderma versicolor* (Creutzer).

The areas of the listed species were mapped in 1870, 1915, 1980, 2000 and 2020 using the software Russia_locator_name and the saturation dynamics analysis of the geographic regions. The work is based on the analysis of literary sources.

Based on the area analysis of the 13 invasive species, the saturation pattern of Russian regions with alien Dermestidae species described.

The shift of the northern boundaries of the areas for *Trogoderma teukton* and *Trogoderma variabile* on the border with Kazakhstan is shown.

The main stages of the area formation are described, including entering international logistics networks, importation, local outbreak formation, the formation of a continuous area.

It is shown that regions with an average saturation level with alien species of pests of grain crops and its derivate products appeared in the European part of Russia and Southern Siberia by 2000, and regions with a high level of saturation – by 2020 only in the European part. For museum pests, the saturation with alien species was different. Regions with medium and high saturation levels were formed in the European

насыщением чужеродными видами образовались также на юге Сибири и к 2020 г. – в Восточной Сибири. Обсуждаются возможные причины различий в картине насыщения для двух групп вредителей.

Ключевые слова. Вредители зерна и продуктов его переработки, вредители музейных коллекций, ареал, вселение, распространение, насыщение чужеродными видами.

ВВЕДЕНИЕ



инантропные виды жуков-кожеедов представляются хорошим объектом для исследования процессов инвазии чужеземных видов и формирования ареалов благодаря регулярному мониторингу видов – вредителей запасов и постоянному интересу специалистов-энтомологов к появлению новых вредителей музейных коллекций.

Мировая логистическая система стала специфической средой обитания организмов, из которой они попадают в новые регионы. Вместе с другими вредителями запасов кожееды образуют «биотический дождь», то есть совокупность организмов, ввозимых с товарными потоками (Масляков, 2000). После вселения для кожеедов, по причине обилия пищевых ресурсов, создаются благоприятные условия для создания устойчивой популяции: они легко переходят из помещений на прилегающие техногенные территории и далее в естественные местообитания. При перемещении продукции, в зависимости от ее предназначения, применяются различные комплексы фитосанитарных мер, направленных на предотвращение распространения регулируемых видов. Воздействие фитосанитарных мер сказывается и на нецелевых видах, которые распространяются с данной продукцией.

Целью исследования был анализ и описание истории формирования ареалов 13 адвентивных видов жуков-кожеедов в период с 1870 по 2020 г. на территории современной Российской Федерации с последующим анализом насыщения географических регионов адвентивными видами кожеедов – вредителей запасов и вредителей музеев.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Проведен анализ фаунистической и прикладной литературы по распространению чужеродных для России видов кожеедов за последние 150 лет. Основными источниками были монографические издания (Линдеман, 1871; Якобсон, 1913; Жантеев, 1976; Мордкович, Соколов, 1999; Лафер, 1992), а также фаунистические статьи, ведомственные издания, различные сборники и материалы конференций, неопубликованные материалы лаборатории энтомологии Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР» и краудсорсинговые данные (наблюдения с платформы iNaturalist.org и тому подобных).

part already by 1970; by 2000, regions with high saturation with alien species also formed in southern Siberia, and by 2020, in Eastern Siberia. Possible reasons for the differences in the saturation pattern for the two groups of pests are discussed.

Key words. Pests of grain crops and its derivate products, pests of museum collections, area, introduction, distribution, alien species saturation.

INTRODUCTION



ynanthropic Dermestidae species are a good object for studying the processes of alien species invasion and habitat formation due to regular monitoring of storage pest species and the constant interest of entomologists in the emergence of new pests of museum collections.

The global logistics system has become a specific pest habitat from which they enter new regions. Together with other storage pests, Dermestidae form a “biotic rain”, i. e., a set of pests imported with commodity flows (Maslyakov, 2000). After the introduction, due to the abundance of food resources, favorable conditions are created for Dermestidae to create a stable population: they easily move from indoors to adjacent man-made territories and further to natural habitats. When moving products, depending on their purpose, various sets of phytosanitary measures are applied to prevent the spread of regulated species. The impact of phytosanitary measures also affects non-target species that are spread with these products.

The aim of the study was to analyze and describe the area formation history for 13 adventitious Dermestidae species in the period from 1870 to 2020 on the territory of the modern Russian Federation, followed by an analysis of geographical regions saturation with adventitious Dermestidae species – storage and museum pests.

MATERIALS AND METHODS

An analysis of faunistic and applied literature on Dermestidae species distribution alien to Russia over the past 150 years has been carried out. The main sources were monographic publications (Lindeman, 1871; Jakobson, 1913; Zhantiev, 1976; Mordkovich, Sokolov, 1999; Lafer, 1992), as well as faunistic articles, departmental publications, various collections and conference materials, unpublished materials of the Entomology Laboratory of the Testing Laboratory Center FGBU “VNIKCR” and crowdsourcing data (observations from the iNaturalist.org platform and similar ones).

The Russia_locator_name software was used to visualize the areas. The division into geographical regions is based on the administrative geographical

Для визуализации ареалов использована программа *Russia_locator_name*. В основу деления на географические регионы положен административно-географический принцип, который наиболее соответствует задаче инвентаризации фауны. Территория разделена на 40 регионов. Межрегиональные границы проведены по границам субъектов Российской Федерации, объединенных так, чтобы общая территория была сравнима с другими регионами по площади и относилась к близким природным зонам. Такой принцип считается оптимальным для создания каталогов насекомых (Синёв, 2019).

Наиболее значимые виды вредителей запасов зерна и вредителей зоологических коллекций были определены по последним монографическим изданиям по вредителям запасов (Мордкович, Соколов, 1999) и вредителям музеев (Тоскина, Проворова, 2007).

К группе видов, трофически связанных преимущественно с зерном на складах, относятся: *Attagenus simulans* Solsky, 1876, *Megatoma tianschanica* Sokolov, 1972, *Trogoderma glabrum* (Herbst, 1783), *Trogoderma teukton* Beal, 1956, *Trogoderma variabile* Ballion, 1878, *Trogoderma versicolor* (Creutzer, 1799).

Группа видов, трофически связанная преимущественно с музейными зоологическими коллекциями, включает: *Anthrenus picturatus* Solsky, 1876, *Attagenus gobicola* Frivaldszky, 1892, *Attagenus unicolor* (Brahm, 1790), *Attagenus smirnovi* Zhantiev, 1973, *Eurhopalus vespulae* (Milliron, 1939), *Thylodrias contractus* Motschulsky, 1839.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Изучение формирования ареалов видов на значительных временных интервалах требует многолетних выборок данных, позволяющих проследить историю формирования ареалов. Сопоставление динамики формирования ареалов нескольких видов позволяет исследовать процесс биотического (в том числе антропогенного) насыщения (Масляков, 2000) регионов чужеродными видами кожеедов. Проникновение инвазивных видов в прилегающие регионы происходит также из-за расширения границ исходных ареалов, например в результате климатических изменений.

История формирования ареалов отдельных видов

***Trogoderma glabrum* (Herbst, 1783)** (трогодерма черная) (рис. 1а)

В 1871 г. *Trogoderma glabrum* был обнаружен в Москве, Санкт-Петербурге и Сарепте (Линдеман, 1871). В 1913 г. *T. glabrum* найден в Карелии, Вологде, Воронеже, Самаре, Астрахани, на Кавказе (Якобсон, 1913), в Татарской Республике (Лебедев, 1925). К 1976 г. ареал *T. glabrum* расширился и включал европейскую часть России, Северный Кавказ и юг Сибири (Жантiev, 1976), а также с 1972 г. следующие регионы: Камчатку (экземпляр собран в 1972 г.) (Гава, Легалов, 2010), юг Уссурийского и Хабаровского краев, Приморье (Лафер, 1992), с постоянным завозом в другие районы РФ (Жантiev, 1976). К 2000 г. ареал не изменился (Мордкович, Соколов, 1999).

Стабилизация ареала подтверждается обнаружениями в Калмыкии, Нижнем Поволжье (Калюжная и др., 2000), Удмуртии (Дедюхин, 2012),

принципе, который наиболее соответствует задаче инвентаризации фауны. Территория разделена на 40 регионов. Межрегиональные границы проведены по границам субъектов Российской Федерации, объединенных так, чтобы общая территория была сравнима с другими регионами по площади и относилась к близким природным зонам. Такой принцип считается оптимальным для создания каталогов насекомых (Синёв, 2019).

Наиболее значимые виды вредителей запасов зерна и вредителей зоологических коллекций были определены по последним монографическим изданиям по вредителям запасов (Мордкович, Соколов, 1999) и вредителям музеев (Тоскина, Проворова, 2007).

К группе видов, трофически связанных преимущественно с зерном на складах, относятся: *Attagenus simulans* Solsky, 1876, *Megatoma tianschanica* Sokolov, 1972, *Trogoderma glabrum* (Herbst, 1783), *Trogoderma teukton* Beal, 1956, *Trogoderma variabile* Ballion, 1878, *Trogoderma versicolor* (Creutzer, 1799).

Группа видов, трофически связанная преимущественно с музейными зоологическими коллекциями, включает: *Anthrenus picturatus* Solsky, 1876, *Attagenus gobicola* Frivaldszky, 1892, *Attagenus unicolor* (Brahm, 1790), *Attagenus smirnovi* Zhantiev, 1973, *Eurhopalus vespulae* (Milliron, 1939), *Thylodrias contractus* Motschulsky, 1839.

RESULTS AND DISCUSSION

The study of the species area formation over significant time intervals requires long-term data sampling, which makes it possible to trace the area formation history. Comparison of the areas formation dynamics of several species makes it possible to study the process of biotic (including anthropogenic) saturation (Maslyakov, 2000) of regions with alien Dermestidae species. The introduction of invaders into adjacent regions is also due to the expansion of the boundaries of the original areas, for example, as a result of climate change.

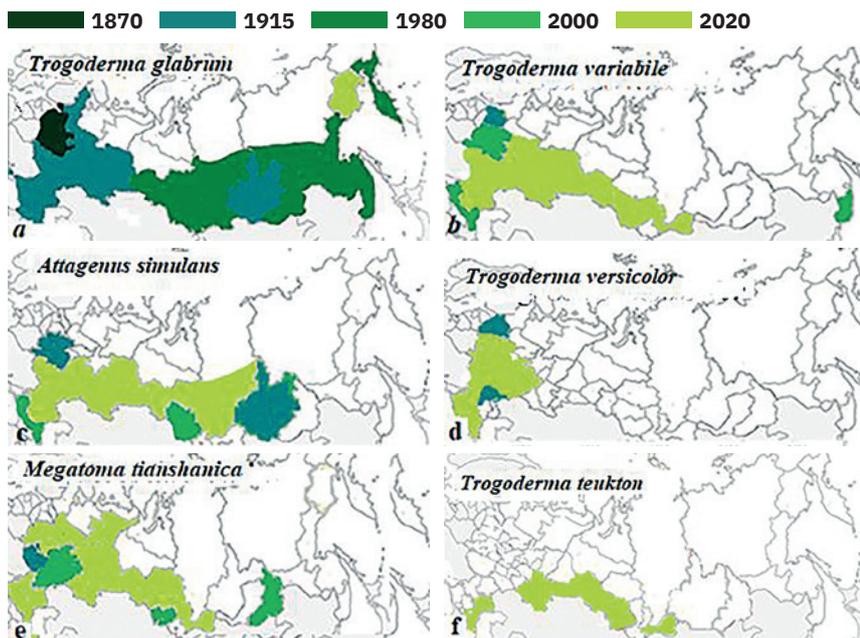
Individual species area formation history

***Trogoderma glabrum* (Herbst, 1783)** (Fig. 1a)

In 1871, *T. glabrum* was detected in Moscow, St. Petersburg and Sarepta (Lindeman, 1871). In 1913, this species was recorded in Karelia, Vologda, Voronezh, Samara, Astrakhan, in the Caucasus (Jakobson, 1913), in the Tatar Republic (Lebedev, 1925). By 1976, the area of *T. glabrum* expanded to include the European part of Russia, the North Caucasus, and the south of Siberia (Zhantiev, 1976), as well as the following regions since 1972: Kamchatka (the specimen was collected in 1972) (Gava and Legalov, 2010), the south of the Ussuri Krai and Khabarovsk Krai, Primorye (Lafer, 1992), with constant introduction into other regions of the Russian Federation (Zhantiev, 1976). By 2000, the area had not changed (Mordkovich, Sokolov, 1999).

The area stabilization is confirmed by detections in Kalmykia, the Lower Volga region (Kalyuzhnaya et al., 2000), Udmurtia (Dedyukhin, 2012), Bashkiria (Khabibullin, 2016), Adygea (Zamotailov and

ВРЕДИТЕЛИ ЗАПАСОВ ЗЕРНА GRAIN STORAGE PESTS



ВРЕДИТЕЛИ МУЗЕЕВ MUSEUM PESTS

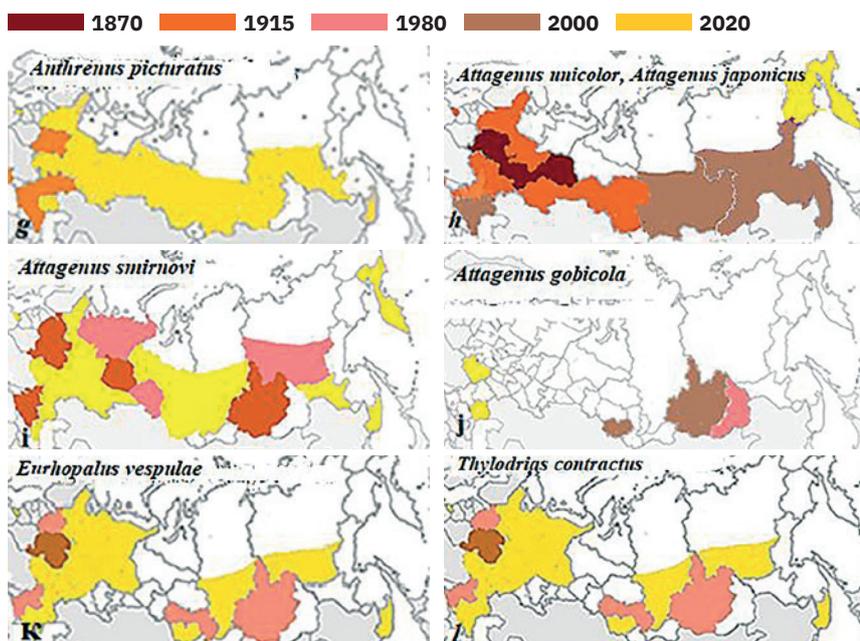


Рис. 1. Динамика ареалов некоторых чужеродных видов синантропных кожедоев в РФ

Fig. 1. Area dynamics of some alien synanthropic Dermestidae species in the Russian Federation

Башкирии (Хабибуллин, 2016), Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Ростовской (Пушкин, 2016) и Ярославской областях (Власов, 2008), Крыму (Гава и др., 2011), Мордовии (Ручин и др., 2009), Воронежской области (Негробова, Негробов, 2002), Татарстане (Кутушев, Сажнев, 2022), Чувашии, Ульяновской области (Лабинов, Егоров, 2009), Липецкой области (Мазуров, 2017), Карелии (Хумала, Полевой, 2023).

Trogoderma variabile Ballion, 1878 (трогодерма изменчивая) (рис. 1b)

Первое обнаружение было в Санкт-Петербурге в 1896 г. (Коваленко, 2019), в начале XX века – в Татарской Республике (Лебедев, 1925), в 1970 г. находили в Москве (Дегтярева, Судейкина, 1971). По мнению Р.Д. Жантиева, устойчивые популяции

(Nikitsky, 2010), Ростов Oblast (Pushkin, 2016) and Yaroslavl Oblast (Vlasov, 2008), Crimea (Gava et al., 2011), Mordovia (Ruchin et al., 2009), Voronezh Oblast (Negrobova, Negrubov, 2002), Tatarstan (Kutushev, Sazhnev, 2022), Chuvashia, Ulyanovsk Oblast (Labinov, Egorov, 2009), Lipetsk Oblast (Mazurov, 2017), Karelia (Humala, Polevoy, 2023).

Trogoderma variabile Ballion, 1878 (Fig. 1b)

It was first detected in St. Petersburg in 1896 (Kovalenko, 2019), at the beginning of the 20th century in the Tatar Republic (Lebedev, 1925), in 1970, in Moscow (Degtyareva, Sudeikina, 1971). According to R.D. Zhantiev, stable *T. variabile* populations in Russia by the 1980s were not formed, however *T. variabile* was constantly imported to many Russian regions from Central Asia (Zhantiev, 1976).

After 1980, *T. variabile* populations were detected in the south of the European part of the Russian Federation in the Lower Volga region (Kalyuzhnaya et al., 2000), in Adygea (Zamotailov and Nikitsky, 2010), Rostov Oblast, Stavropol Krai and Krasnodar Krai (Pimenov, 2005), and also in Primorye (Lafer, 1992). After 2000, the area expanded: the species was recorded in Central Russia in the Kursk Oblast, Voronezh Oblast (Negrobova, Negrubov, 2002), Yaroslavl Oblast (Vlasov, 2008), in Tatarstan (Kutushev, Sazhnev, 2022), Chuvashia and Ulyanovsk Oblast (Labinov, Egorov, 2009), Lipetsk Oblast (Mazurov, 2017), in the Southern Urals found in Bashkiria (Khabibullin, 2016) and Orenburg (according to our data, in the Southern Urals – both in natural and synanthropic habitats).

After 2000, *T. variabile* was reported in Kurgan Oblast and Chelyabinsk Oblast (Sapozhnikova, 2013), in the south of Siberia in Kemerovo Oblast (Polevod, 2016), in Altai (<https://www.barnaul-altai.ru/news/citynews/?id=59200>). These regions are adjacent to the border with Kazakhstan (Fig. 1b). It can be assumed that due to climatic changes, the shift of the northern border of *T. variabile* area coincides with the distribution along trade routes. The joint effect is more pronounced in regions with high urbanization, where there are habitats favorable for the introduction of the synanthropic species.

T. variabile в России к 1980-м гг. не сформировались, но из Средней Азии *T. variabile* постоянно завозили во многие районы России (Жантиев, 1976).

После 1980 г. популяции *T. variabile* были обнаружены на юге европейской части РФ в Нижнем Поволжье (Калюжная и др., 2000), в Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Ростовской области, Ставропольском и Краснодарском краях (Пименов, 2005), а также в Приморье (Лафер, 1992). После 2000 г. ареал расширился: вид отмечался в Центральной России в Курской, Воронежской (Негробова, Негробов, 2002), Ярославской (Власов, 2008) областях, в Татарстане (Кутушев, Сажнев, 2022), Чувашии и Ульяновской области (Лабинов, Егоров, 2009), Липецкой области (Мазуров, 2017), на Южном Урале обнаружен в Башкирии (Хабибуллин, 2016) и Оренбурге (по нашим данным, на Южном Урале – как в естественных, так и в синантропных местообитаниях).

После 2000 г. *T. variabile* отмечен в Курганской и Челябинской областях (Сапожникова, 2013), на юге Сибири в Кемеровской области (Полевод, 2016), на Алтае (<https://www.barnaul-altai.ru/news/citynews/?id=59200>). Эти регионы примыкают к границе с Казахстаном (рис. 1b). Можно предположить, что к распространению по торговым путям присоединяется сдвиг северной границы ареала *T. variabile* в связи с климатическими изменениями. Совместный эффект более выражен в регионах с высокой урбанизацией, где имеются благоприятные для вселения синантропного вида местообитания.

***Trogoderma teukton* Beal, 1956** (трогодерма теуктона) (рис. 1f)

В 1999 г. *T. teukton* указан как вид, не встречающийся в РФ (Мордкович, Соколов, 1999). В 2021 г. *T. teukton* уже указан в качестве опасного вредителя запасов зерна в Республике Тыва, найден в Дагестане, Калмыкии, Чеченской Республике (Háva et al., 2014), в Новосибирске (Гава, Легалов, 2010); по нашим данным, в 2015 г. живые личинки были обнаружены при обследовании склада в Оренбурге. Сотрудники лаборатории энтомологии ФГБУ «ВНИИКР» неоднократно фиксировали завоз *T. teukton* из республик Средней Азии, но при обследованиях в Москве и Московской области этот вид не обнаруживался. Стремительное распространение *T. teukton*, предположительно, может быть обусловлено сдвигом северной границы исходного ареала на границе с Казахстаном в связи с потеплением климата.

***Trogoderma versicolor* (Creutzer, 1799)** (трогодерма пестроцветная) (рис. 1d)

В конце XIX – начале XX века *T. versicolor* отмечен в Санкт-Петербурге и Южной Сибири (Линдeman, 1871; Якобсон, 1913), Саратове (Лебедев, 1925). Согласно Р.Д. Жантиеву (1976), на территории СССР популяции *T. versicolor* в природных условиях не отмечались. До 1999 г. вид считался отсутствовавшим в РФ (Мордкович, Соколов, 1999). После 2000 г. обнаружен в Ярославле (Власов, 2008), Саратове (Сажнев, 2019), Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Липецке (Мазуров, 2017), Краснодарском крае (Пушкин, 2016), Башкирии (Баянов и др., 2015), Нижнем Поволжье (Калюжная и др., 2000), Санкт-Петербурге, Московской области.

***Trogoderma teukton* Beal, 1956** (Fig. 1f)

In 1999, *T. teukton* was listed as a species absent in the Russian Federation (Mordkovich and Sokolov, 1999). In 2021, *T. teukton* was already listed as a dangerous grain storage pest in the Tyva Republic, detected in Dagestan, Kalmykia, the Chechen Republic (Háva et al., 2014), and Novosibirsk (Gava and Legalov, 2010); according to our data, in 2015, live larvae were detected during an inspection of a warehouse in Orenburg. Specialists of the Entomology Laboratory of FGBU “VNIKCR” repeatedly recorded the introduction of *T. teukton* from the republics of Central Asia, but during surveys in Moscow and Moscow Oblast, this species was not reported. The rapid spread of *T. teukton*, presumably, may be due to a shift in the northern border of the original area on the border with Kazakhstan due to climate warming.

***Trogoderma versicolor* (Creutzer, 1799)** (Fig. 1d)

In late 19th – early 20th century, *T. versicolor* was detected in St. Petersburg and Southern Siberia (Lindeman, 1871; Yakobson, 1913), Saratov (Lebedev, 1925). According to R.D. Zhantiev (1976), no *T. versicolor* populations were reported in the USSR under natural conditions. Until 1999, the species was considered absent in the Russian Federation (Mordkovich and Sokolov, 1999). After 2000, it was detected in Yaroslavl (Vlasov, 2008), Saratov (Sazhnev, 2019), Adygeya (Zamotailov and Nikitsky, 2010), Lipetsk (Mazurov, 2017), Krasnodar Krai (Pushkin, 2016), Bashkiria (Bayanov et al., 2015), Lower Volga region (Kalyuzhnaya et al., 2000), St. Petersburg, Moscow Oblast.

***Attagenus simulans* Solsky, 1876** (Fig. 1c)

It was first reported for Russia from Irkutsk (Heyden, 1896). Later detected in Moscow (Degtyareva and Sudeikina, 1971), Buryatia (Pleshanova, 2006), reported for Altai and the Caucasus (Mordkovich and Sokolov, 1999), Novosibirsk (Gava and Legalov, 2010). After 2000, detected in Dagestan (Pushkin et al., 2016), Stavropol Krai (Háva and Herrmann, 2014; Pimenov, 2005), Saratov, Kemerovo (Gava and Legalov, 2010; Polevod, 2016), Moscow Oblast (Kovalenko, 2019).

***Megatoma tianschanica* Sokolov, 1972** (Fig. 1e)

M. tianschanica was detected in the Chernozem region in the mid-1970s (Kovalenko, 2019), but the distribution began much earlier, before the species description. Detected in Astrakhan in 1997 (Pushkin, 2016). By 2000, it was reported in the Volga region, Altai, and Transbaikalia (Mordkovich and Sokolov, 1999). By 2020, identified in Tula, Moscow Oblast (Kovalenko, 2019), Kursk, Perm, Mordovia (Ruchin et al., 2009), Yekaterinburg, Adygea (Zamotailov and Nikitsky, 2010), Chechnya (Pushkin et al., 2016), Chuvashia (Labinov, Egorov, 2009), Bashkiria (Khabibullin 2016), Tatarstan (Kutushev, Sazhnev, 2022), Saratov and Altai (Gava, Legalov, 2010), in Chelyabinsk (Sapozhnikova, 2013).

***Attagenus gobicola* Frivaldszky, 1892** (Fig. 1j)

Specified by R.D. Zhantiev (1976) as common for Transbaikalia, in the rank of subspecies *A. augustatus* Ballion. In 1999, it was detected in Altai (Mordkovich and Sokolov, 1999); in Buryatia, in Irkutsk Oblast, it is

***Attagenus simulans* Solsky, 1876** (кожеед бурый складской) (рис. 1с)

Впервые для России указан из Иркутска (Heuden, 1896). Позднее найден в Москве (Дегтярева, Судейкина, 1971), Бурятии (Плешанова, 2006), приведен для Алтая и Кавказа (Мордкович, Соколов, 1999), Новосибирска (Гава, Легалов, 2010). После 2000 г. обнаружен в Дагестане (Pushkin et. al., 2016), Ставропольском крае (Háva, Herrmann, 2014; Пименов, 2005), Саратове, Кемерово (Гава, Легалов, 2010; Полевод, 2016), Московской области (Коваленко, 2019).

***Megatoma tianschanica* Sokolov, 1972** (мегатомы складская) (рис. 1е)

M. tianschanica обнаружен в Черноземье в середине 1970-х гг. (Коваленко, 2019), но распространение началось много ранее, до описания вида. В 1997 г. найден в Астрахани (Пушкин, 2016). К 2000 г. обнаружен в Поволжье, на Алтае, в Забайкалье (Мордкович, Соколов, 1999). К 2020 г. выявлен в Туле, Московской области (Коваленко, 2019), Курске, Перми, Мордовии (Ручин и др., 2009), Екатеринбурге, Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Чечне (Pushkin et. al., 2016), Чувашии (Лабинов, Егоров, 2009), Башкирии (Хабибуллин 2016), Татарстане (Кутушев, Сажнев, 2022), Саратове и на Алтае (Гава, Легалов, 2010), в Челябинске (Сапожникова, 2013).

***Attagenus gobicola* Frivaldszky, 1892** (кожеед гобийский) (рис. 1j)

Указан Р.Д. Жантиевым (1976) как обычный для Забайкалья, в ранге подвида *A. augustatus* Ballion. В 1999 г. отмечен на Алтае (Мордкович, Соколов, 1999); в Бурятии, в Иркутской области указывается как завезенный вид (Плешанова, 2006). После 2000 г. найден в Калмыкии (Пушкин, 2016), Воронежской (Негробова, Негробов, 2002) и Белгородской областях (Коваленко, 2019).

***Anthrenus picturatus* Solsky, 1876** (кожеед пестрый) (рис. 1g)

В России первоначально был обнаружен на Кавказе, затем в Москве, Ростове, Краснодаре (Жантиев, 1976). В конце 80-х – начале 90-х гг. XX века выявлен в средней полосе России и южных районах европейской части РФ (Новочеркасск, Ростове-на-Дону, Ульяновске, Нижнем Новгороде, Уфе, Саратове, Дагестане, Северной Осетии (Тоскина, Проворова, 2007)).

После 2000 г. *A. picturatus* был обнаружен в Ярославле (Власов, 2008), Томске, Кемерово (Полевод, 2016), Астраханской области и Калмыкии (Пушкин, 2016), Башкирии (Хабибуллин, 2016), Удмуртии (Дедюхин, 2012), Новосибирске (Гава, Легалов, 2010), Воронежской области (Негробова, Негробов, 2002), Нижнем Поволжье (Калюжная и др., 2000), Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Ростовской области (Пушкин, 2010), Санкт-Петербурге, Ставропольском крае (Кожеед пестрый (*Anthrenus picturatus*), iNaturalist), Белгороде (Коваленко, 2019), Чувашии, Курске, Липецкой области (Мазуров, 2017), Тюмени, Красноярске, Свердловской области (Кожеед пестрый (*Anthrenus picturatus*), iNaturalist).

***Attagenus unicolor unicolor* (Brahm, 1790)** (кожеед черный ковровый) и ***Attagenus unicolor japonicus* Reitter, 1877** (кожеед черный японский) (рис. 1h)

В 1871 г. *Attagenus unicolor* был найден в Москве, Нижнем Новгороде, Екатеринбурге, Орле, Елатье,

указан как интродуцированный вид (Плешанова, 2006). После 2000 г. обнаружен в Калмыкии (Пушкин, 2016), Воронежской области (Негробова, Негробов, 2002) и Белгородской области (Коваленко, 2019).

***Anthrenus picturatus* Solsky, 1876** (Fig. 1g)

В России, это был первоначально обнаружен в Кавказе, затем в Москве, Ростове, Краснодаре (Жантиев, 1976). В конце 80-х – начале 90-х гг. XX века был обнаружен в центральной России и южных регионах европейской части Российской Федерации (Новочеркасск, Ростов-на-Дону, Ульяновск, Нижний Новгород, Уфа, Саратов, Дагестан, Северная Осетия (Тоскина, Проворова, 2007)).

После 2000 г. *A. picturatus* был обнаружен в Ярославле (Власов, 2008), Томске, Кемерово (Полевод, 2016), Астраханской области и Калмыкии (Пушкин, 2016), Башкирии (Хабибуллин, 2016), Удмуртии (Дедюхин, 2012), Новосибирске (Гава, Легалов, 2010), Воронежской области (Негробова, Негробов, 2002), Нижневолжском регионе (Калюжная и др., 2000), Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Ростовской области (Пушкин, 2010), Санкт-Петербурге, Ставропольском крае (*Anthrenus picturatus*), iNaturalist), Белгороде (Коваленко, 2019), Чувашии, Курске, Липецкой области (Мазуров, 2017), Тюмени, Красноярске, Свердловской области (*Anthrenus picturatus*), iNaturalist).

***Attagenus unicolor unicolor* (Brahm, 1790)** и ***Attagenus unicolor japonicus* Reitter, 1877** (Fig. 1h)

В 1871 г. *Attagenus unicolor* был обнаружен в Москве, Нижнем Новгороде, Екатеринбурге, Орле, Елатье, Казани, Сарепте (Линдман, 1871). В 1913 г. обнаружен в Санкт-Петербурге, Нижнем Новгороде, Ярославле, Казани, Вятке, в территории от Перми до Сарепты и Оренбурга, в Тобольске (Якобсон, 1913).

После 1976 г. *A. u. unicolor* распространены повсюду, за исключением северных регионов СССР (Жантиев, 1976). После 2000 г. известные границы ареала не изменились (Мордкович и Соколов, 1999). После 2000 г. *A. unicolor* был обнаружен в Магадане (Черешнев, 2005). Распространение этого жука отражено более подробно в следующих фаунистических работах: Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Нижневолжском регионе (Калюжная и др., 2000), Удмуртии (Дедюхин, 2012), Ярославле (Власов, 2008), Саратовской области (Сажнев, 2019), Воронежской области (Негробова, Негробов, 2002), Липецкой области (Мазуров, 2017), Карелии (Хумала, Полевая, 2023), Мордовии, Курске, Башкирии (Хабибуллин, 2016), Новосибирске, Алтае (Гава, Легалов, 2010), Калмыкии (Пушкин, 2016), Чечне (Háva et. al., 2014). В южной Сибири и в Трансбаикалии, Приморье и Хабаровском крае, другой синантропный подвида распространены – *Attagenus u. japonicus* (Жантиев, 1976).

***Attagenus smirnovi* Zhantiev, 1973** (Fig. 1i)

Первоначально обнаружен в Москве в 1961 г., позже сообщено о его обнаружении в Санкт-Петербурге, Свердловске, Сочи (Жантиев, 1976), в 1995 г. обнаружен в следующих регионах: Волгоград (Пушкин, 2016), Архангельск, Нарьян-Мар, Якутск, Иркутск (Тоскина и Проворова, 2007), Удмуртии (Дедюхин, 2012), Уссурийской области, Адыгее (Замотайлов и Никитский, 2010), Северной Осетии (Háva et. al., 2014), Камчатка (Сажнев, 2015), Липецкой области (Мазуров, 2017), Нижневолжской области, Калмыкии (Пушкин, 2016),

Казани, Сарепте (Линдеман, 1871). В 1913 г. он обнаружен в Санкт-Петербурге, Новгороде, Ярославле, Казани, Вятке, на территории от Перми до Сарепты и Оренбурга, в Тобольске (Якобсон, 1913).

К 1976 г. *A. u. unicolor* распространился везде, кроме северных районов СССР (Жантiev, 1976). На 2000 г. известные границы ареала не изменились (Мордкович, Соколов, 1999). После 2000 г. *A. unicolor* обнаружен в Магадане (Черешнев, 2005). Более подробно распространение этого кожееда отражено в следующих фаунистических работах: Адыгея (Замотайлов, Никитский, 2010), Нижнее Поволжье (Калюжная и др., 2000), Удмуртия (Дедюхин, 2012), Ярославль (Власов, 2008), Саратовская (Сажнев, 2019), Воронежская (Негробова, Негроров, 2002), Липецкая области (Мазуров, 2017), Карелия (Хумала, Полевой, 2023), Мордовия, Курск, Башкирия (Хабибуллин, 2016), Новосибирск, Алтай (Гава, Легалов, 2010), Калмыкия (Пушкин, 2016), Чечня (Háva et al., 2014). На юге Сибири и в Забайкалье, Приморье и Хабаровском крае распространены другой синантропный подвид – *Attagenus u. japonicus* (Жантiev, 1976).

***Attagenus smirnovi* Zhantiev, 1973** (кожеед Смирнова) (рис. 1i)

В Москве обнаружен впервые в 1961 г., впоследствии найден в Санкт-Петербурге, Свердловске, Сочи (Жантiev, 1976), в 1995 г. в следующих регионах: Волгограде (Пушкин, 2016), Архангельске, Нарьян-Маре, Якутске, Иркутске (Тоскина, Проворова, 2007), Удмуртии (Дедюхин, 2012), Уссурийской области, Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Северной Осетии (Háva et al., 2014), на Камчатке (Сажнев, 2015), в Липецкой области (Мазуров, 2017), Нижегородской области, Калмыкии (Пушкин, 2016), Перми (Горбунов, Ольшванг, 2008), Ярославле (Власов, 2008), Новосибирске (Гава, Легалов, 2010), Саратове (Кутушев, Сажнев, 2022), Карелии (Хумала, Полевой, 2023), Ханты-Мансийском автономном округе, Самаре, Башкирии.

***Eurhopalus vespulae* (Milliron, 1939)** (кожеед осинный) (рис. 1k)

Впервые был обнаружен в Москве в 1959 г., затем в Санкт-Петербурге (Жантiev, 1976), в Иркутской области в 1990 г. (Плешанова, 2006), в 1995 г. в следующих регионах: Краснодарском крае (по нашим данным), Вологодской области, Красноярском крае, Якутии, Самарской, Тамбовской, Белгородской областях, Алтайском и Ставропольском краях, Дагестане (Другова, Капусткин, 2010), Ярославле (Власов, 2008), Калининграде (Alekseev, 2002), Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Чечне (Háva et al., 2014), Кемерово (Полевод, 2016), Калмыкии (Пушкин, 2016), Карелии (Хумала, Полевой, 2023), Липецкой области (Мазуров, 2017), Воронежской (Негробова, Негроров, 2002), Свердловской области (Горбунов, Ольшванг, 2008), Удмуртии (Дедюхин, 2012), Приморье, Татарстане (Кутушев, Сажнев, 2022), Башкирии.

***Thylocladius contractus* Motschulsky, 1839** (кожеед непарный) (рис. 1l)

В работе Г.Г. Якобсона (1913) *T. contractus* был указан для Санкт-Петербурга, Москвы, Кавказа и Астрахани. На 2000 г. расширения ареала не отмечено (Мордкович, Соколов, 1999). После 2000 г. найден в Ставропольском крае (Пушкин, 2016),

Perm (Горбунов, Ольшванг, 2008), Ярославл (Власов, 2008), Новосибирск (Гава, Легалов, 2010), Саратов (Кутушев, Сажнев, 2022), Карелия (Хумала, Полевой, 2023), Khanty-Mansi Autonomous Okrug, Samara, Bashkiria.

***Eurhopalus vespulae* (Milliron, 1939)** (Fig. 1k)

It was first detected in Moscow in 1959, then in 1990 in St. Petersburg (Zhantiev, 1976), in Irkutsk Oblast (Pleshanova, 2006), in 1995 in the following regions: Krasnodar Krai (according to our data), Vologda Oblast, Krasnoyarsk Oblast, Yakutia, Samara Oblast, Tambov Oblast, Belgorod Oblast, Altai Krai and Stavropol Krai, Dagestan (Drugova, Kapustkin, 2010), Yaroslavl (Vlasov, 2008), Kaliningrad (Alekseev, 2002), Adygea (Zamotailov, Nikitsky, 2010), Chechnya (Háva et al., 2014), Kemerovo (Polevod, 2016), Kalmykia (Pushkin, 2016), Karelia (Humala, Polevoy, 2023), Lipetsk Oblast (Mazurov, 2017), Voronezh (Negrobova, Negrobov, 2002), Sverdlovsk Oblast (Gorbunov, Olshvang, 2008), Udmurtia (Dedyukhin, 2012), Primorye, Tatarstan (Kutushev, Sazhnev, 2022), Bashkiria.

***Thylocladius contractus* Motschulsky, 1839** (Fig. 1l)

In the work of G.G. Jakobson (1913), *T. contractus* was listed for St. Petersburg, Moscow, the Caucasus and Astrakhan. In 2000, no area spreading was noted (Mordkovich, Sokolov, 1999). After 2000, detected in Stavropol Krai (Pushkin, 2016), Volgograd (Kalyuzhnaya et al., 2000), Adygea (Zamotailov, Nikitsky, 2010), Voronezh Oblast (Negrobova, Negrobov, 2002), Novosibirsk (Gava, Legalov, 2010), Kemerovo (Polevod, 2016), Astrakhan Oblast (Pushkin, 2010), Saratov Oblast (Sazhnev, Rodnev, 2016), in the Middle Urals (Gorbunov, Olshvang, 2008).

The obtained data on the species distribution were mapped and presented in Fig. 1.

The global channels of plant and animal origin products transportation and marketing have become a habitat from which new species enter synanthropic habitats in all regions where contaminated products enter.

After the introduction of Dermestidae, warehouses are saturated with aggregation pheromones, which increases the habitat attractiveness and the population viability. The number of insects in the habitat increases due to the reproduction and influx of insects with new batches of infected products. Under favorable eco-climatic conditions, a local population formation begins with the spread of insects to adjacent territories.

The first local populations arose in the central regions of the European part of Russia with a high population density or in the southern regions with a high population density and favorable eco-climatic conditions in natural habitats. Further Dermestidae distribution leads to merging of local outbreaks and the formation of a continuous area. The continuous area formation duration was different depending on the species, ranging from 50 years for *Attagenus smirnovi* and over 100 years for *Thylocladius contractus*. The synanthropic species abundance level in the habitat is determined by a combination of factors and reasons, one of the most important being human activity, leading to

Волгограде (Калужная и др., 2000), Адыгее (Замотайлов, Никитский, 2010), Воронежской области (Негробова, Негробов, 2002), Новосибирске (Гава, Легалов, 2010), Кемерово (Полевод, 2016), Астраханской (Пушкин, 2010), Саратовской областях (Сажнев, Роднев, 2016), на Среднем Урале (Горбунов, Ольшванг, 2008).

Полученные данные о распространении видов были нанесены на карту и представлены на рис. 1.

Мировые каналы транспортировки и сбыта продукции растительного и животного происхождения стали средой обитания, из которой новые виды поступают в синантропные местообитания во всех регионах, куда поступает зараженная продукция.

После вселения кожеедедов складские помещения насыщаются агрегационными феромонами, что повышает привлекательность местообитаний и жизнеспособность популяции. Численность насекомых в местообитании увеличивается за счет размножения и притока насекомых с новыми партиями зараженной продукции. При благоприятных экоклиматических условиях начинается образование местной популяции с расселением насекомых на прилегающие территории.

Первые локальные популяции возникали в центральных регионах европейской части России с высокой плотностью населения или южных регионах с высокой плотностью населения и благоприятными экоклиматическими условиями в естественных местообитаниях. Дальнейшее распространение кожеедедов приводит к смыканию локальных очагов и образованию сплошного ареала. Длительность формирования сплошного ареала заметно отличалась у разных видов, составляя от 50 лет для *Attagenus smirnovi* и более 100 лет для *Thylogdria contractus*. Уровень численности синантропных видов в местообитании определяется совокупностью факторов и причин, среди которых наиболее заметное место занимает деятельность человека, приводящая к техногенному изменению среды обитания и значительным климатическим изменениям.

Исследование динамики биотического насыщения территории РФ синантропными видами кожеедедов

Для анализа динамики насыщения российских регионов чужеродными видами кожеедедов мы установили 3 уровня насыщения: низкий (1–2 чужеродных вида); средний (2–4 вида); высокий (5 видов и более). На рис. 2 показана динамика биологического насыщения российских регионов с 1870 по 2020 г.

В XIX – начале XX века происходило постепенное расширение ареалов вредителей запасов и вредителей музеев при слабом насыщении регионов чужеродными видами. В этот период ареал новых видов кожеедедов – вредителей запасов соответствовал суммарному ареалу *T. glabrum* в европейской части РФ и *T. versicolor* на юге Сибири. Ареал вредителей музеев соответствовал ареалу *A. u. unicolor* и *A. u. japonicus*.

К 1970 г. граница ареала вредителей музеев из-за вселения *A. smirnovi*, *E. vespulae* продвинулась на север и площадь ареала превысила таковую для вредителей запасов. Количество чужеродных

техногенные изменения в среде обитания и значительные климатические изменения.

Study of the biotic saturation dynamics of the territory of the Russian Federation with synanthropic Dermestidae species

To analyze the Russian regions saturation dynamics with alien Dermestidae species, we established 3 levels of saturation: low (1–2 alien species); medium (2–4 species); high (5+ species). Fig. 2 shows the dynamics of biological saturation of Russian regions from 1870 to 2020.

In the 19th and early 20th centuries, the areas of storage and museum pests gradually expanded, with a weak saturation of the regions with alien species. During this period, the area of new Dermestidae species – storage pests corresponded to the total area of *T. glabrum* in the European part of the Russian Federation and *T. versicolor* in southern Siberia. The area of museum pests corresponded to that of *A. u. unicolor* and *A. u. japonicus*.

By 1970, due to the introduction of *A. smirnovi* and *E. vespulae*, the area boundary of museum pests moved to the north, and the area exceeded that of storage pests. The number of alien species of museum pests in several regions of the European part of Russia has reached an average and high level of saturation.

It was not until 2000, that with a gradual area spreading and an increase in the number of imported species, regions with an average saturation of storage pests were identified. Regions with an average saturation of museum pests were formed in the Southern Urals and southern Siberia. The further spread of pests of museums in the south of Siberia led to the formation of vast regions with medium saturation. By 2020, regions with high saturation of stocks with pests were identified in the west and south of the European part of Russia.

The saturation of regions with alien pest species in the 19th and early 20th centuries was equally low. Until the early 20th century, there were no conditions for the introduction of subtropical synanthropic species in the territory of Russia, and only boreal species capable of living in conditions of stove heating or without it could be introduced: *Trogoderma glabrum* and *Attagenus unicolor*, several more species in some specific limited habitats. There was an expansion of areas, but the number of species remained small. Since the second half of the 20th century, there appeared conditions in Russia for the introduction of subtropical and some tropical species due to the widespread distribution of centralized heating. However, at the same time, the expansion of the areas of storage pest species and their increase in the number in the regions occurred under a clear stress effect, which did not extend to museum pests. The reason for this effect is not yet obvious and requires further research. We, in turn, can make some assumptions on this subject that need further verification.

The synanthropic species areas formation can be influenced by such factors as the thermal requirements

**ДИНАМИКА НАСЫЩЕНИЯ РЕГИОНОВ ЧУЖЕРОДНЫМИ ВИДАМИ
DYNAMICS OF REGIONS SATURATION WITH ALIEN SPECIES**

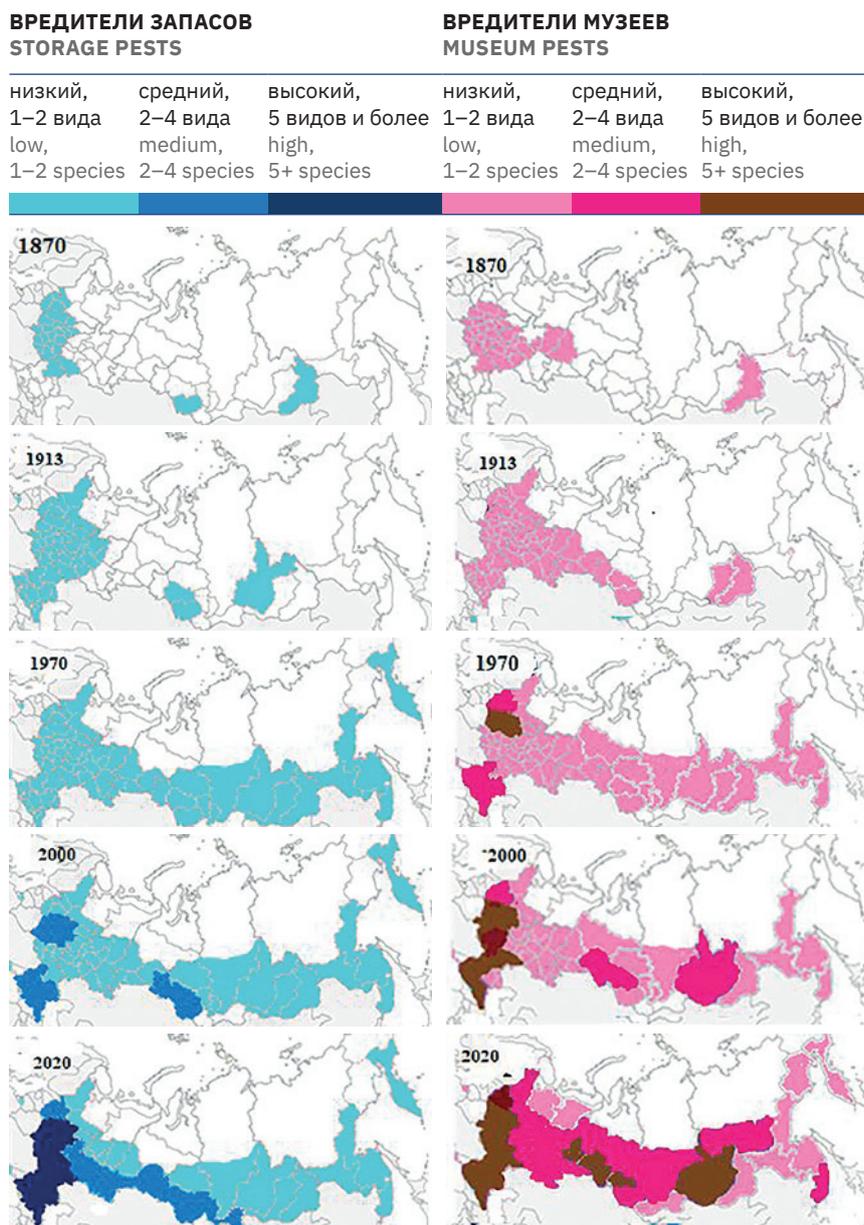


Рис. 2. Карта насыщения географических регионов РФ чужеродными видами кожеедов

Fig. 2. Russian Federation geographic regions saturation map with alien Dermestidae species

видов вредителей музеев в нескольких регионах европейской части России достигло среднего и высокого уровня насыщения.

Только к 2000 г. при постепенном расширении ареалов и увеличении количества завезенных видов выявились регионы со средним насыщением вредителями запасов. Регионы со средним насыщением вредителями музеев сформировались на Южном Урале и на юге Сибири. Дальнейшее распространение вредителей музеев на юге Сибири привело к формированию обширных регионов со средним насыщением. К 2020 г. регионы с высоким насыщением вредителями запасов выявились на западе и юге европейской части России.

Насыщение регионов чужеродными видами вредителей в XIX и начале XX века было одинаково низким. До начала XX века на территории России не было условий для вселения субтропических

of the species, the urban population density, interspecific competition, the volume and intensity of products transportation in international and regional trade. For most of the species that are the subject of our study, data on thermal requirements are available. Both groups contain both eurybiontic and thermophilic species (Wilches et. al., 2016).

Interspecific competition between alien species takes place (Pimenov, 2005), though this phenomenon is extremely poorly studied. It is known that in the southern regions, *M. tianshanica* and *A. simulans* occur mainly in natural habitats (Zamotailov et al., 2010), as well as *T. glabrum* in southern Siberia (Pleshanova, 2006). In the northern part of their areas, *T. variabile* and *T. versicolor* are described mainly as museum pests (<https://www.activestudy.info/vrediteli-iz-sem-deltmestidae-kozheedy/>). The transition of storage pests to other habitats may be associated with a high level of competition among storage pests. S.V. Pimenov (2005) describes the displacement of *T. glabrum* by *T. variabile* in the granaries of Stavropol Krai. Even if the above indicates the presence of significant competition, it does not lead to the displacement of the species from the region, but only causes its substantiation in other habitats and does not affect the level of saturation with alien species.

The physical volumes of the grain market exceed the volumes of the raw leather and fur market by more than 10 times. Storage pest areas are regularly monitored through warehouse surveys, including those with pheromone traps.

It can be assumed that a new factor that has appeared since the 1930s was the use of phytosanitary measures to inspection of transported products. Grain and its derivatives are products with a high phytosanitary risk, while raw hides and furs, with which museum pests are distributed, are products of low phytosanitary risk. For products with a high phytosanitary risk, a set of phytosanitary measures is applied: inspection, sampling of products with subsequent laboratory testing and disinfection when live pests are detected are mandatory. Products with a low phytosanitary risk are subject only to a visual inspection with the sampling of insects that are visually similar to quarantine species. Surveys and

синантропных видов и могли вселяться только бо-реальные виды, способные жить в условиях печ-ного отопления или без него: трогодерма черная и кожеед ковровый, в каких-то специфических ограниченных местообитаниях вселились еще не-сколько видов. Происходило расширение ареалов, но количество видов оставалось небольшим. Со второй половины XX века в стране возникли усло-вия для вселения субтропических и некоторых тропических видов по причине широкого распростра-нения централизованного отопления. Но в то же время расширение ареалов видов вредителей за-пасов и увеличение количества видов вредителей запасов в регионах происходили под явным стрес-совым воздействием, которое не распространялось на вредителей музеев. Причина данного воздей-ствия пока не очевидна и требует дополнительных исследований. Мы, в свою очередь, можем выска-зать на этот счет некоторые предположения, кото-рые нуждаются в дальнейшей проверке.

На формирование ареалов синантропных ви-дов могут влиять такие факторы, как термические требования вида, плотность городского населения, межвидовая конкуренция, объем и интенсивность перевозок продукции при международной и регио-нальной торговле. Для большинства видов, кото-рые являются предметом нашего исследования, имеются данные по термическим требованиям. В обеих группах присутствуют как эврибионтные, так и теплолюбивые виды (Wilches et. al., 2016).

Межвидовая конкуренция между чужеродны-ми видами имеет место (Пименов, 2005), но явле-ние это крайне слабо исследовано. Известно, что в южных регионах *M. tianschanica* и *A. simulans* встре-чаются преимущественно в естественных место-обитаниях (Замотайлов и др., 2010), как и *T. glabrum* на юге Сибири (Плешанова, 2006). В северной ча-сти ареалов *T. variabile* и *T. versicolor* описываются преимущественно как музейные вредители (<https://www.activestudy.info/vrediteli-iz-sem-deltmestidae-kozheedy/>). Переход складских вредителей в иные местообитания может быть связан с высо-ким уровнем конкуренции среди вредителей за-пасов. С.В. Пименов (2005) описывает вытеснение кожееда *T. glabrum* жуком *T. variabile* в зернохрани-лищах Ставропольского края. Даже если вышеиз-ложенное свидетельствует о наличии значитель-ной конкуренции, она не приводит к вытеснению вида из региона, а только вызывает его обоснова-ние в других местообитаниях и не влияет на уро-вень насыщения чужеродными видами.

Физические объемы рынка зерна превышают объемы рынка кожевенного сырья и меха на поря-док, более чем в 10 раз. Ареалы вредителей запасов регулярно отслеживаются благодаря обследовани-ям складов, в том числе с феромонными ловушками.

Можно предположить, что новым фактором, который появился с 30-х гг. XX века, стало приме-нение фитосанитарных мер для контроля транс-портируемой продукции. Зерно и продукты его переработки относятся к продукции с высоким фитосанитарным риском, а кожевенное сырье и меха, с которыми распространяются вредители музеев, – продукция низкого фитосанитарного ри-ска. Для продукции с высоким фитосанитарным риском применяется комплекс фитосанитарных

control of already introduced species are carried out at enterprises and warehouses by specialists of en-terprises.

The species that were the subject of our study are not of quarantine status, but they are also subject to a set of phytosanitary measures intended for trans-ported products, which leads to a decrease in the level of contamination of products and prevents the spread of species.

CONCLUSION

The study of the history of the areas formation and the regions saturation with new Dermestidae species with different trophic preferences suggests that, along with such classical factors as the eco-climatic requirements of species, the density of the urban population, the in-tensity of regional trade in contaminated products, the phytosanitary state of the global logistics system and regional products trade can be very important.

In the future, using modern methods of mathe-matical data processing, it is supposed to evaluate the significance of individual factors and the possible synergistic effect of the anthropogenic and climatic components in the formation of Dermestidae species areas and other storage pests, for which similar trophic groups can be distinguished.

Acknowledgement. The authors thank I.K. Shakh-ramanov (FGBU “VNIKR”) for providing the Russia_lo-cator_name software.

REFERENCES

- Bayanov M.G., Kniss V.A., Khabibullin V.F. Catalog of animals of Bashkortostan [Katalog zhivotnykh Bashkortostana]. Ufa: RIC BashGU, 2015, 348 p. (In Russ.)
- Vlasov D.V. Synanthropic Coleoptera fauna of the city of Yaroslavl. Actual problems of ecology of Yaroslavl Oblast [Sinantropnaya koleopterofauna goroda Yaroslavl'ya. Aktual'nyye problemy ekologii Yaroslavskoy oblasti] // Materials of the Fourth scientific and practical. conferences, Vol. 4. Volume 1. Yaroslavl: VVO REA, 2008; 253–257. (In Russ.)
- Háva I., Legalov A.A. Contribution to the know-ledge of Dermestidae (Coleoptera) from Siberia and ad-jacent territories// Amurian zoological journal. 2010; II (4): 294–296. (In Russ.)
- Háva I., Hermann A., Kadej M. Addition to the Coleoptera fauna (Coleoptera: Dermestidae) of Ukraine and Russia [Dopolneniye k faune kozheyedov (Coleop-tera: Dermestidae) Ukrainy i Rossii] // Amur Zoological Journal. 2011; 3: 252–254. (In Russ.)
- Gorbunov P.Yu., Olshvang V.N. Beetles of the Middle Urals: A guide identification key [Zhuki Sred-nego Urala: Spravochnik-opredelitel]. Yekaterinburg: Socrates, 2008, 84 p. (In Russ.)
- Degtyareva L.A., Sudeikina M.V. Species com-position of Coleoptera (Coleoptera, Dermestidae) [Vi-dovoy sostav kozheyedov (Coleoptera, Dermestidae)] // Medical parasitology and parasitic diseases. 1971; XXXX; 5: 600–603. (In Russ.)

мер: обязателен досмотр, отбор образцов продукции с последующим лабораторным исследованием и обеззараживание при выявлении живых вредителей. Продукция с низким фитосанитарным риском подлежит лишь внешнему осмотру с отбором образцов насекомых, визуалью схожих с карантинными видами. Обследования и борьба с уже завезенными видами проводятся на предприятиях и складах силами специалистов предприятий.

Виды, которые были предметом нашего исследования, не относятся к карантинным, но они также подвергаются воздействию комплекса фитосанитарных мер, предназначенных для транспортируемой продукции, что приводит к снижению уровня зараженности продукции и препятствует распространению видов.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Исследование истории формирования ареалов и насыщения регионов новыми видами кожеедов с различными трофическими предпочтениями позволяет предположить, что наряду с такими классическими факторами, как экоклиматические требования видов, плотность городского населения, интенсивность региональной торговли зараженной продукцией, большое значение для расширения ареалов чужеродных видов кожеедов может иметь фитосанитарное состояние логистической системы мировой и региональной торговли продукцией.

В дальнейшем предполагается при помощи современных методов математической обработки данных оценить значимость отдельных факторов и возможный синергический эффект антропогенной и климатической составляющей в формировании ареалов видов кожеедов и других вредителей запасов, для которых можно выделить аналогичные трофические группы.

Благодарность. Авторы благодарят И.К. Шахраманова (ФГБУ «ВНИИКР») за предоставление программы Russia_locator_name.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Баянов М.Г., Книсс В.А., Хабибуллин В.Ф. Каталог животных Башкортостана. Уфа: РИЦ БашГУ, 2015, 348 с.
2. Власов Д.В. Синантропная колеоптерофауна города Ярославля. Актуальные проблемы экологии Ярославской области // Материалы Четвертой науч.-практич. конференции. Вып. 4. Том 1. Ярославль: ВВО РЭА, 2008. С. 253–257.
3. Гава И., Легалов А.А. К познанию жуков-кожеедов (Coleoptera, Dermestidae) Сибири и сопредельных территорий // Амурский зоологический журнал. 2010. № II (4). С. 294–296.
4. Гава И., Германн А., Кадеж М. Дополнение к фауне кожеедов (Coleoptera: Dermestidae) Украины и России // Амурский зоологический журнал. 2011. № III (3). С. 252–254.
5. Горбунов П.Ю., Ольшванг В.Н. Жуки Среднего Урала: Справочник-определитель. Екатеринбург: Сократ, 2008, 84 с.
6. Дегтярева Л.А., Судейкина М.В. Видовой состав кожеедов (Coleoptera, Dermestidae) Москвы // Медицинская паразитология и паразитарные болезни. 1971. Т. XXXX. Вып. 5. С. 600–603.
7. Drugova E.V., Kapustkin D.V. A pest that should not be underestimated // Plant Protection and Quarantine. 2010; 2: 31–34. (In Russ.)
8. Zhantiev R.D. Coleoptera beetles (family Dermestidae) of the fauna of the USSR [Zhuki-kozheyedy (semeystvo Dermestidae) fauny SSSR]. M.: MGU, 1976; 182 p. (In Russ.)
9. Zamotailov A.S., Nikitsky N.B. (ed.). Coleoptera insects (Insecta, Coleoptera) of the Republic of Adygea (annotated catalog of species) [Zhestkokrylyye nasekomye (Insecta, Coleoptera) Respubliki Adygeya (annotirovanny katalog vidov)] // Abstracts of the fauna of Adygea. Maykop: Ed. Adyghe State University. 2010. 404 p. (In Russ.)
10. Kalyuzhnaya N.S., Komarov E.V., Cherezova L.B. Coleoptera insects of the Lower Volga region [Zhestkokrylyye nasekomye Nizhnego Povolzhya]. Volgograd, 2000; 204 p. (In Russ.)
11. Kovalenko Ya.N. Dermestidae / Handbook of alien Coleoptera of the European part of Russia [Dermestidae / Spravochnik po chuzherodnym zhestkokrylym yevropeyskoy chasti Rossii]; resp. ed. M.Ya. Orlova-Benkovskaya. Livny: Mukhametov G.V., 2019; 279–336. (In Russ.)
12. Kutushev R.A., Sazhnev A.S. Materials on synanthropic and adventive Coleoptera species (Insecta: Coleoptera) of the Republic of Tatarstan [Materialy po sinantropnym i adventivnym vidam zhestkokrylykh (Insecta: Coleoptera) Respubliki Tatarstan] // Field journal of a biologist. 2022; 4–4: 315–328. URL: <https://doi.org/10.52575/2712-9047-2022-4-4-315-328>. (In Russ.)
13. Labinov S.A., Egorov L.V. Dermestidae from the genera *Trogoderma* Dej. and *Megatoma* Hbst. (Coleoptera, Dermestidae) Chuvashia and their quarantine significance // Scientific Works of the Prisursky State Nature Reserve. 2009; 22: 3–5. (In Russ.)
14. Lafer G.Sh. Sem. Dermestidae – Kozheedy // Key to Insects of the Far East of the USSR [Dermestidae – Kozheyedy // Opredelitel nasekomykh Dalnego Vostoka SSSR]. St. Petersburg: Nauka, T. 3. Part 2. 1992; 46–60. (In Russ.)
15. Lebedev A.G. Materials for the beetle fauna of the Tatar Republic [Materialy dlya fauny zhukov Tatarskoy Respubliki]. III // Russian Entomological Review, 19: 1925: 133–138. (In Russ.)
16. Lindemann K.E. Overview of the geographical distribution of beetles in the Russian Empire. Part I. Introduction, preface. Northern, Moscow and Turan provinces [Obzor geograficheskogo rasprostraneniya zhukov v Rossiyskoy imperii. Chast' I. Vvedeniye, predisloviye. Severnaya, Moskovskaya i Turanskaya provintsii] // Proceedings of the Entomological Society in St. Petersburg. T. VI. Issue. 3–4. 1871; 41–366. (In Russ.)
17. Mazurov S.G. Insects of the Krasninsky district of Lipetsk Oblast [Nasekomye Krasninskogo rayona Lipetskoy oblasti]. V. 2. Coleoptera (Coleoptera). Yelets: Typography, 2017, 319 p. (In Russ.)
18. Maslyakov V. Yu. Ecological and geographical features of invasions of introduced species on the

7. Другова Е.В., Капусткин Д.В. Вредитель, недооценивать которого нельзя // Защита и карантин растений. 2010. № 2. С. 31–34.

8. Жантиев Р.Д. Жуки-кожееды (семейство Dermestidae) фауны СССР. М.: МГУ, 1976, 182 с.

9. Замотайлов А.С., Никитский Н.Б. (ред.). Жесткокрылые насекомые (Insecta, Coleoptera) Республики Адыгея (аннотированный каталог видов) // Конспекты фауны Адыгеи. Майкоп: Изд. Адыгейского государственного университета. 2010. 404 с.

10. Калюжная Н.С., Комаров Е.В., Черезова Л.Б. Жесткокрылые насекомые Нижнего Поволжья. Волгоград: Научное издательство, 2000, 204 с.

11. Коваленко Я.Н. Dermestidae // Справочник по чужеродным жесткокрылым европейской части России / отв. ред. М.Я. Орлова-Беньковская. Ливны, 2019. С. 279–336.

12. Кутушев Р.А., Сажнев А.С. Материалы по синантропным и адвентивным видам жесткокрылых (Insecta: Coleoptera) Республики Татарстан // Полевой журнал биолога. 2022. Т. 4. Вып. 4. С. 315–328. URL: <https://doi.org/10.52575/2712-9047-2022-4-4-315-328>.

13. Лабинов С.А., Егоров Л.В. Кожееды из родов *Trogoderma* Dej. и *Megatoma* Hbst. (Coleoptera, Dermestidae) Чувашии и их карантинное значение // Научные труды государственного природного заповедника «Присурский». 2009. Т. 22. С. 3–5.

14. Лафер Г.Ш. Сем. Dermestidae – Кожееды // Определитель насекомых Дальнего Востока СССР. СПб.: Наука, Т. 3. Ч. 2. 1992. С. 46–60.

15. Лебедев А.Г. Материалы для фауны жуков Татарской Республики. III // Русское энтомологическое обозрение, 19: 1925. С. 133–138.

16. Линдемман К.Э. Обзор географического распространения жуков в Российской империи. Часть I. Введение, предисловие. Северная, Московская и Туранская провинции // Труды энтомологического общества в С.-Петербурге. Т. VI. Вып. 3–4. 1871. С. 41–366.

17. Мазуров С.Г. Насекомые Краснинского района Липецкой области. Т. 2. Жесткокрылые (Coleoptera). Елец: ООО «Типография», 2017, 319 с.

18. Масляков В.Ю. Эколого-географические особенности инвазий видов-интродуцентов на территории России: автореферат дис. кандидата географических наук: 11.00.05 / Рос. акад. наук. Ин-т географии, Всерос. науч.-исслед. ин-т карантина растений. Минсельхозпрод. М., 2000, 30 с.

19. Мордкович Я.Б., Соколов Е.А. Справочник – определитель карантинных и других опасных вредителей сырья, продуктов запаса и посевного материала; отв. ред. В.В. Попович. М.: Колос, 1999, 384 с.

20. Негрובהва Е.А., Негрбов С.О. Жуки-кожееды (Dermestidae, Coleoptera) Воронежской области // Приспособления организмов к действию экстремальных экологических факторов. Мат. VII Международной научно-практической экологической конференции. Белгород: Белгородский государственный университет. 2002. С. 60–61.

21. Новые виды жесткокрылых (Insecta: Coleoptera) в фауне Республики Мордовия / Ручин А.Б., Егоров Л.В., Алексеев С.К., Курмаева Д.К., Рыжов М.К., Семишин Г.Б. // Известия Калужского общества изучения природы. Книга девятая. 2009. С. 73–86.

22. Пименов С.В. Видовой состав, совершенствование методов выявления и борьбы с насекомыми-вредителями хлебных

territory of Russia [Ekologo-geograficheskiye osobennosti invaziy vidov-introdutsentov na territorii Rossii]: Abstract of the thesis. candidate of geographical sciences: 11.00.05 / Ros. acad. Sciences. Institute of Geography, All-Russ. scientific research Institute of Plant Quarantine of the Ministry of Agriculture and Food. M., 2000; 30 p. (In Russ.)

19. Mordkovich Ya.B., Sokolov E.A. Directory – a guide to quarantine and other dangerous pests of raw materials, stock products and seed [Spravochnik – opredelitel karantinnykh i drugikh opasnykh vreditel'ey syrya, produktov zapasa i posevnogo materiala]; resp. ed. V.V. Popovich. M. Kolos, 1999; 384. (In Russ.)

20. Negrobova E.A., Negrobov S.O., Dermestidae, Coleoptera of Voronezh Oblast [Zhuki-kozheyedy (Dermestidae, Coleoptera) Voronezhskoy oblasti] // Adaptations of organisms to the action of extreme environmental factors. Mat. VII International Scientific and Practical Ecological Conference. Belgorod: Belgorod State University, 2002; 60–61. (In Russ.)

21. New Coleoptera species (Insecta: Coleoptera) in the fauna of the Republic of Mordovia [Novyye vidy zhestkokrylykh (Insecta: Coleoptera) v faune Respubliki Mordoviya] / Ruchin A.B., Egorov L.V., Alekseev S.K., Kurmaeva D.K., Ryzhov M.K., Semishin G.B. // Proceedings of the Kaluga Society for the Study of Nature. Book nine. 2009; 73–86. (In Russ.)

22. Pimenov S.V. Species composition, improvement of methods for identifying and controlling insect pests of grain stocks in Stavropol Krai [Vidovoy sostav, sovershenstvovaniye metodov vyyavleniya i borby s nasekomymi-vreditel'ymi khlebnykh zapasov v Stavropolskom krae]: dis. cand. biol. Sciences: 06.01.11 / Stavropol, 2005; 161 p. (In Russ.)

23. Pleshanova G.I. Ecology of the regional complex of non-parasitic synanthropic insects in the southern part of Eastern Siberia [Ekologiya regional'nogo kompleksa neparaziticheskikh sinantropnykh nasekomykh yuzhnoy chasti Vostochnoy Sibiri]: Abstract of the thesis. ... doctors of biological sciences: 03.00.16 / Buryat. state un-t. Ulan-Ude, 2006; 42 p. (In Russ.)

24. Polevod V.A. Objects of museum entomology in Kemerovo Oblast: Coleoptera, Dermestidae [Obyekty muzeynoy entomologii na territorii Kemerovskoy oblasti: zhuki-kozheyedy (Coleoptera, Dermestidae)] // Bulletin of the KemGUKI. 2016. No. 34. P. 169–174. (In Russ.)

25. Pushkin S.V. The family of leather beetles (Dermestidae) of the Lower Volga region, results of expeditions in 2009–2014 [Semeystvo zhuki-kozheyedy (Dermestidae) Nizhnego Povolzhya, rezultaty ekspeditsiy 2009–2014 godov] // The Way of Science. 2016; 10: 25–27. (In Russ.)

26. Pushkin S.V. Species composition of Dermestidae, Silphidae, Cholevidae, Tsagan-Aman village, Kalmykia [Pushkin S.V. Species composition of Dermestidae, Silphidae, Cholevidae, Tsagan-Aman village, Kalmykia] // The Way of Science. 2016; 2: 3–5. (In Russ.)

запасов в Ставропольском крае: дис. канд. биол. наук: 06.01.11 / Ставрополь, 2005, 161 с.

23. Плешанова Г.И. Экология регионального комплекса непаразитических синантропных насекомых южной части Восточной Сибири: автореферат дис. доктора биологических наук: 03.00.16 / Бурят. гос. ун-т. Улан-Удэ, 2006, 42 с.

24. Полевод В.А. Объекты музейной энтомологии на территории Кемеровской области: жуки-кожееды (Coleoptera, Dermestidae) // Вестник КемГУКИ. 2016. № 34. С. 169–174.

25. Пушкин С.В. Семейство жуки-кожееды (Dermestidae) Нижнего Поволжья, результаты экспедиций 2009–2014 годов // The Way of Science. № 10. 2016. С. 25–27.

26. Пушкин С.В. Видовой состав Dermestidae, Silphidae, Cholevidae п. Цаган-Аман, Калмыкия // The Way of Science. 2016. № 2. С. 3–5.

27. Сажнев А.С. Адвентивные виды жесткокрылых (Coleoptera) в фауне Командорских островов (Камчатский край) // Амур. зоол. журн. 2015. Т. 7. № 3. С. 227–228.

28. Сажнев А.С., Роднев Н.В. О нахождении *Thylo-drias contractus* Motschulsky, 1839 (Coleoptera: Dermestidae) в Саратове // Эверсманния. Энтомологические исследования в России и соседних регионах. 2016. Вып. 45–46. С. 74.

29. Сажнев А.С. Чужеродные и криптогенные виды жесткокрылых (Insecta: Coleoptera) Саратовской области. Изучение и сохранение биоразнообразия экосистем Волжского бассейна // Экологический сборник 7: Труды молодых ученых. Всероссийская молодежная научная конференция. Тольятти: ИЭВБ РАН, «Анна», 2019. С. 407–412. URL: <https://doi.org/10.24411/9999-010A-2019-10105>.

30. Сапожникова Л. Эффективность применения феромонных ловушек на подкарантинных объектах // Вита Сфера Южного Урала. 2013. № 4 (48). С. 18.

31. Синёв С.Ю. (ред.). Каталог чешуекрылых (Lepidoptera) России. Второе издание. Санкт-Петербург: Зоологический институт РАН, 2019, 448 с. ISBN 978-5-98092-068-5.

32. Тоскина И.Н., Проворова И.Н. Насекомые в музеях (Биология. Профилактика. Меры борьбы). М.: Т-во научных изданий КМК, 2007, 220 с.

33. Хабибуллин В.Ф. Ведение Каталога животных Башкортостана за 2016 год. Башкирский государственный университет // Материалы по флоре и фауне Республики Башкортостан: Научный журнал. Вып. XIII (декабрь). Уфа: РИЦ БашГУ. 2016. С. 117–157.

34. Черешнев И.А. Биологическое разнообразие Тауйской губы Охотского моря. Владивосток: Дальнаука, 2005, 698 с.

35. Якобсон Г.Г. 44 Семейство Dermestidae. Кожееды // Жуки России и Западной Европы. Руководство к определению жуков. Вып. 10. СПб. 1913. С. 824–832.

36. Alekseev V. New beetles (Coleoptera) species in Kaliningrad region (Baltic coast) // Baltic Journal of Coleopterology. 2002. Vol. 2. No. 2. P. 137–143.

37. Háva J., Herrmann A., Pushkin S.V. Contribution to the knowledge of the Dermestidae (Coleoptera) from the Chechen Republic (Russia) // Arquivos entomoloxicos. 2014. № 10. P. 21–24.

38. Heyden L.F.J.D. von: Dermestidae. Catalog der Coleopteren von Sibirien mit Einschluss derjenigen der Turanischen Länder, Turkestans und der chinesischen

27. Sazhnev A.S. Adventive species of beetles (Coleoptera) in the fauna of the Commander Islands (Kamchatka Krai) [Adventivnyye vidy zhestkokrylykh (Coleoptera) v faune Komandorskikh ostrovov (Kamchatskiy kray)] // Amurian zoological journal. 2015. Vol. 7. No. 3. P. 227–228. (In Russ.)

28. Sazhnev A.S., Rodnev N.V. On the detections of *Thylo-drias contractus* Motschulsky, 1839 (Coleoptera: Dermestidae) in Saratov [O nakhozhenii *Thylo-drias contractus* Motschulsky, 1839 (Coleoptera: Dermestidae) v Saratove] // Eversmannia. Entomological research in Russia and neighboring regions. Issue. 45–46. 2016; p. 74. (In Russ.)

29. Sazhnev A.S. Alien and cryptogenic beetle species (Insecta: Coleoptera) of Saratov Oblast. Study and conservation of biodiversity of ecosystems in the Volga basin [Chuzherodnyye i kriptogennyye vidy zhestkokrylykh (Insecta: Coleoptera) Saratovskoy oblasti. Izucheniye i sokhraneniye bioraznoobraziya ekosistem Volzhskogo basseyna] // Ecological collection 7: Proceedings of young scientists. All-Russian Youth Scientific Conference. Tolyatti: IEVB RAS, “Anna”, 2019; 407–412. URL: <https://doi.org/10.24411/9999-010A-2019-10105>. (In Russ.)

30. Sapozhnikova L. The effectiveness of the use of pheromone traps on quarantine facilities [Effektivnost primeneniya feromonnykh lovushek na podkarantinnykh obektakh] // Vita Sphere of the South Urals. 2013; 4 (48): 18. (In Russ.)

31. Sinev S.Yu. (ed.). Catalog of Lepidoptera of Russia. Second edition. St. Petersburg: Zoological Institute RAS, 2019, 448 p. ISBN 978-5-98092-068-5. (In Russ.)

32. Toskina I.N., Provorova I.N. Insects in museums (Biology. Prevention. Control measures) [Nasekomyye v muzeyakh (Biologiya. Profilaktika. Mery borby)]. M.: T-vo scientific publications KMK, 2007; 220 p. (In Russ.)

33. Khabibullin V.F. Maintaining the Catalog of animals of Bashkortostan for 2016. Bashkir State University [Vedeniye Kataloga zhivotnykh Bashkortostana za 2016 god. Bashkirskiy gosudarstvennyy universitet] // Materials on the flora and fauna of the Republic of Bashkortostan: Scientific journal. Issue. XIII (December). Ufa: RIC Bash GU. 2016, p. 117–157. (In Russ.)

34. Chereshnev I.A. Biodiversity of the Tauy Bay of the Sea of Okhotsk [Biologicheskoye raznoobrazie Tauyskoy guby Okhotskogo morya]. Vladivostok: Dalnauka, 2005, 698 p. (In Russ.)

35. Yakobson G.G. Dermestidae Family. [Semeystvo Dermestidae. Kozheyedy] // Beetles of Russia and Western Europe. Guide to identifying beetles. Issue. 10. St. Petersburg. 1913; 824–832. (In Russ.)

36. Alekseev V. New beetles (Coleoptera) species in Kaliningrad region (Baltic coast) // Baltic Journal of Coleopterology. 2002. Vol. 2. No. 2. P. 137–143.

37. Háva J., Herrmann A., Pushkin S.V. Contribution to the knowledge of the Dermestidae (Coleoptera) from the Chechen Republic (Russia) // Arquivos entomoloxicos. 2014. № 10. P. 21–24.

Grenzgebiete (Nachtrag I), Deutsche Entomologische Zeitschrift Sonderheft, 1896. 254 p.

39. Wilches D.M., Laird R.A., Floate K.D., & Fields P.G. A review of diapause and tolerance to extreme temperatures in dermestids (Coleoptera) // Journal of Stored Products Research. 2016. № 68. P. 50–62. URL: <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2016.04.004>.

40. Вредители сем. Dermestidae (кожееды) [Электронный ресурс]. URL: <https://www.activestudy.info/vrediteli-iz-sem-deltmestidae-kozheedy/> (дата обращения: 23.02.2023).

41. Дедюхин С.В. Систематический список жесткокрылых (Coleoptera) Удмуртской Республики – версия 2012 г. [Электронный ресурс]. URL: https://www.zin.ru/Animalia/Coleoptera/RUS/udm_list.htm (дата обращения: 11.08.2020).

42. Живые жуки-вредители и их личинки найдены в алтайской муке, поставленной в Магадан. 2012 [Электронный ресурс]. URL: <https://www.barnaul-altai.ru/news/citynews/?id=59200> (дата обращения: 23.02.2023).

43. Хумала А.Э., Полевой А.В. Инвазивные виды Республики Карелия – 2023 [Электронный ресурс]. URL: <https://dias.krc.karelia.ru/> (дата обращения: 10.02.2020).

44. iNaturalist. Кожеед пестрый (*Anthrenus picturatus*) [Электронный ресурс]. URL: <https://www.inaturalist.org/taxa/696904-Anthrenus-picturatus> (дата обращения: 23.02.2023).

45. Pushkin S.V., Háva J., Herrmann A. Interesting discoveries of carpet beetles (Coleoptera; Dermestidae) of the Russia // Современные научные исследования и инновации. 2016. № 3 [Электронный ресурс]. URL: <https://web.snauka.ru/issues/2016/03/65749> (дата обращения: 24.02.2023).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Ершова Наталья Ивановна, ведущий агроном лаборатории энтомологии ИЛЦ ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; e-mail: ershova_nataliya@vniikr.ru.

Ушкова Мария Владиславовна, младший научный сотрудник лаборатории энтомологии ИЛЦ ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; ORCID 0000-0003-0102-1332, e-mail: ushkovamariavladislavovna@gmail.com.

38. Heyden L.F.J.D. von: Dermestidae. Catalog der Coleopteren von Sibirien mit Einschluss derjenigen der Turanischen Länder, Turkestans und der chinesischen Grenzgebiete (Nachtrag I), Deutsche Entomologische Zeitschrift Sonderheft, 1896. 254 p.

39. Wilches D.M., Laird R.A., Floate K.D., & Fields P.G. A review of diapause and tolerance to extreme temperatures in dermestids (Coleoptera) // Journal of Stored Products Research. 2016. № 68. P. 50–62. URL: <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2016.04.004>.

40. The pests of the family Dermestidae [Electronic resource]. URL: <https://www.activestudy.info/vrediteli-iz-sem-deltmestidae-kozheedy/> (last accessed: 23.02.2023).

41. Dedyukhin S.V. Systematic list of Coleoptera of the Udmurt Republic – version 2012 [Electronic resource]. URL: https://www.zin.ru/Animalia/Coleoptera/RUS/udm_list.htm (last accessed: 11.08.2020).

42. Live pest beetles and their larvae were detected in Altai flour delivered to Magadan. 2012 [Electronic resource]. URL: <https://www.barnaul-altai.ru/news/citynews/?id=59200> (last accessed: 23.02.2023).

43. Khumala A.E., Polevoy A.V. Invasive species of the Republic of Karelia – 2023 [Electronic resource]. URL: <https://dias.krc.karelia.ru/> (last accessed: 10.02.2020).

44. iNaturalist. *Anthrenus picturatus* [Electronic resource]. URL: <https://www.inaturalist.org/taxa/696904-Anthrenus-picturatus> (last accessed: 23.02.2023).

45. Pushkin S.V., Háva J., Herrmann A. Interesting discoveries of carpet beetles (Coleoptera; Dermestidae) of the Russia // Modern scientific research and innovation. 2016. No. 3 [Electronic resource]. URL: <https://web.snauka.ru/issues/2016/03/65749> (last accessed: 24.02.2023).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Nataliya Ershova, Leading agronomist, Entomology Laboratory of the Testing Expert Center, FGBU “VNIKR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; e-mail: ershova_nataliya@vniikr.ru.

Maria Ushkova, Junior Researcher, Entomology Laboratory of the Testing Expert Center, FGBU “VNIKR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; ORCID 0000-0003-0102-1332, e-mail: ushkovamariavladislavovna@gmail.com.

Тобамовирус крапчатой мозаики томата – новая угроза овощеводству. Результаты оценки серодиагностики для его выявления

* Е.В. КАРИМОВА¹, Ю.А. ШНЕЙДЕР²,
Ю.Н. ПРИХОДЬКО³, Е.Н. ЛОЗОВАЯ⁴,
Т.С. ЖИВАЕВА⁵, И.Г. БАШКИРОВА⁶

^{1, 2, 3, 4, 5, 6} ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»), р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия, 140150

¹ ORCID 0000-0001-6474-8913, e-mail: elenavkar@mail.ru

² ORCID 0000-0002-7565-1241,

e-mail: yury.shneyder@mail.ru

³ e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru

⁴ e-mail: evgeniyaf@mail.ru

⁵ e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru

⁶ ORCID 0000-0001-9014-4179,
e-mail: bashkirova@mail.ru

АННОТАЦИЯ

В последние несколько лет в Российской Федерации наблюдается активное развитие предприятий защищенного грунта, специализирующихся на выращивании овощных культур, главным образом томатов. На успешное производство томатов влияет ряд климатических и биологических факторов. Растения томата поражают более 200 различных вредителей и возбудителей болезней. Вирусные болезни растений являются важным ограничивающим фактором для многих отраслей растениеводства, в том числе овощеводства. Развитие молекулярно-генетических методов диагностики позволило выявить и описать неизвестные до недавнего времени новые вирусные фитопатогены, например представителей рода *Tobamovirus* – вирус коричневой морщинистости плодов томата и вирус крапчатой мозаики томата. В статье представлен обзор научной информации о вирусе крапчатой мозаики томата (Tomato mottle mosaic virus, ToMMV), методах его диагностики, а также оценка применимости тест-системы для проведения иммуноферментного анализа (ИФА). Данный фитопатоген является новым, малоизученным, но очень опасным, вызывающим значительные потери урожая овощных культур в странах своего распространения. Борьба с вирусными болезнями достаточно трудна, поэтому как можно более раннее выявление и ликвидация источников вирусов являются очень важной предпосылкой для предотвращения их распространения на новых территориях. Точная идентификация вирусов до уровня вида имеет решающее значение для предотвращения интродукции и снижения вредоносности вирусных заболеваний. В настоящее время имеется ряд сложностей в дифференциации вирусов рода *Tobamovirus* при проведении диагностики, связанных со схожестью

Tomato mottle mosaic virus – a new threat to vegetable production. Results of the evaluation of serodiagnosis for its detection

* ELENA V. KARIMOVA¹, YURI A. SHNEYDER²,
YURI N. PRIKHODKO³, EVGENIA N. LOZOVAYA⁴,
TATIANA S. ZHIVAIEVA⁵, IDA G. BASHKIROVA⁶

^{1, 2, 3, 4, 5, 6} FGBU “All-Russian Plant Quarantine Center” (FGBU “VNIIKR”), Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia, 140150

¹ ORCID 0000-0001-6474-8913, e-mail: elenavkar@mail.ru

² ORCID 0000-0002-7565-1241,

e-mail: yury.shneyder@mail.ru

³ e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru

⁴ e-mail: evgeniyaf@mail.ru

⁵ e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru

⁶ ORCID 0000-0001-9014-4179,
e-mail: bashkirova@mail.ru

ABSTRACT

In the past few years, the Russian Federation has seen an active development of protected ground enterprises specializing in the cultivation of vegetable crops, mainly tomatoes. Successful tomato production is influenced by a number of climatic and biological factors. Tomato plants are infected by more than 200 different pests and pathogens. Plant viral diseases are an important limiting factor for many branches of crop production, including vegetable growing. The development of molecular genetic diagnosis methods has made it possible to identify and describe new viral phytopathogens unknown until recently, for example, representatives of the genus *Tobamovirus* – Tomato brown rugose fruit virus, ToBRFV, and Tomato mottle mosaic virus, ToMMV. The article presents an overview of scientific information about ToMMV, methods of its diagnostics, as well as an assessment of the applicability of the kit for enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). This phytopathogen is new, little studied, though very dangerous, causing significant losses in vegetable crops in the countries of its distribution. Controlling viral diseases is quite difficult, therefore, the earliest possible identification and elimination of virus sources is a very important prerequisite for preventing their spread to new territories. Accurate identification of viruses down to the species level is critical to prevent the introduction and reduce the severity of viral diseases. Currently, there are some difficulties in the differentiation of the genus *Tobamovirus* viruses during diagnosis, associated with the similarity of the

морфологии вирусных частиц и проявлением перекрестной реакции антител.

Ключевые слова. Tomato mottle mosaic virus, ToMMV, карантин растений, защищенный грунт, вредный организм, иммуноферментный анализ.

ВВЕДЕНИЕ



Развитие овощеводства в Российской Федерации – один из приоритетов государственной политики в сельском хозяйстве, особенно в условиях стремительного процесса импортозамещения (Каримова, Шнейдер, 2020). Производство томатов является важнейшей подотраслью в России, для развития которой Правительством Российской Федерации осуществляется комплекс мер: программы льготного кредитования предприятий агропромышленного комплекса, а также компенсация понесенных инвестиционных затрат на строительство новых тепличных комплексов с современными технологиями овощеводства. Благодаря этим мерам, агропромышленным предприятиям удалось нарастить производство томатов и добиться их частичного импортозамещения. Таким образом, валовой сбор томатов (общий объем томатов, выращенных за год в открытом и защищенном грунте) в 2022 г. в РФ увеличился и достиг 3,15 млн тонн (по данным businessstat.ru).

На производство томатов влияет ряд биологических и климатических условий. Растения томата поражают более 200 вредителей и болезней. В настоящее время возбудители вирусных заболеваний – это важный ограничивающий фактор для многих отраслей растениеводства, в том числе овощеводства, вызывающий значительные экономические потери (Шнейдер и др., 2021). Развитие молекулярно-генетических методов диагностики позволяет выявлять новые, ранее не описанные в научной литературе вирусы, поражающие томат. Так, например, в 2014 г. на юге Израиля была отмечена вспышка нового вирусного фитопатогена, который впоследствии получил название вируса коричневой морщинистости плодов томата (ToBRFV) (Luria et al., 2017).

В 2013 г. в Мексике на образцах растений томата, собранных в 2009 г., был описан другой вирус, также относящийся к роду *Tobamovirus* (Li et al., 2013). Впоследствии этот фитопатоген получил название вируса крапчатой мозаики томата (Tomato mottle mosaic virus, ToMMV). На территории Европы ToMMV был впервые выявлен в 2015 г. в Испании (Ambrós et al., 2017). В настоящий момент вирус крапчатой мозаики томата обнаружен с помощью молекулярных методов диагностики в странах Азии, Европы, Северной и Южной Америки. Sui et al. (2017) и Li et al. (2020) отмечают, что ToMMV, вероятно, распространен более широко, чем известно в настоящее время. Нельзя исключать возможность, что все поздние сообщения

morphology of viral particles and the manifestation of a cross-reaction of antibodies.

Key words. Tomato mottle mosaic virus, ToMMV, plant quarantine, protected ground, pest, ELISA.

INTRODUCTION



The development of vegetable growing in the Russian Federation is one of the priorities of the state policy in agriculture, especially in the context of the rapid import substitution process (Karimova, Schneyder, 2020). Tomato production is the most important sub-sector in Russia, for the development of which the Government of the Russian Federation is implementing a set of measures: preferential lending programs for agro-industrial enterprises, as well as compensation for investment costs incurred for the construction of new greenhouse complexes with modern vegetable growing technologies. Thanks to these measures, agro-industrial enterprises managed to increase the production of tomatoes and achieve their partial import substitution. Thus, the gross harvest of tomatoes (the total volume of tomatoes grown per year in open and protected ground) in Russia increased in 2022 and reached 3.15 million tons (according to businessstat.ru).

Tomato production is influenced by biological and climatic conditions. Tomato plants are affected by more than 200 pests and diseases. Currently, pathogens of viral diseases are an important limiting factor for many branches of crop production, including vegetable growing, causing significant economic losses (Shneyder et al., 2021). The development of molecular genetic diagnosis methods makes it possible to identify new, previously not described in the scientific literature, viruses infecting tomato. For example, in 2014, an outbreak of a new viral phytopathogen was reported in southern Israel, which was later named Tomato brown rugose fruit virus (ToBRFV) (Luria et al., 2017).

In 2013, another virus, also belonging to the genus *Tobamovirus*, was described in Mexico on samples of tomato plants collected in 2009 (Li et al., 2013). Subsequently, this phytopathogen was named Tomato mottle mosaic virus (ToMMV). In Europe, ToMMV was first detected in 2015 in Spain (Ambrós et al., 2017). At present, ToMMV has been detected using molecular diagnosis methods in the countries of Asia, Europe, North and South America. Sui et al. (2017) and Li et al. (2020) note that ToMMV is probably more widespread than currently known. It cannot be ruled out that all recent reports of the closely related Tomato Mosaic Virus (ToMV) are in fact related to ToMMV. In particular, several isolates from Brazil, China, and Iran,

о выявлении близкородственного тобамовируса мозаики томата (ToMV) на самом деле связаны с ToMMV. В частности, несколько изолятов из Бразилии, Китая и Ирана, ранее идентифицированные как ToMV, затем были отнесены к ToMMV (Moreira et al., 2003; Webster et al., 2014; Li et al., 2017). Данный факт подтверждает гипотезу о значительно более широкой распространенности вируса крапчатой мозаики томата (CABI, 2023).

К основным растениям – хозяевам ToMMV относятся томат (*Solanum lycopersicum*), перец стручковый (*Capsicum annuum*) и перец кайенский, или кустарниковый (*Capsicum frutescens*) (Li et al., 2013; 2017). На этих культурах вирус крапчатой мозаики томата встречается как в открытом, так и в защищенном грунте. В открытом грунте вирус также был обнаружен на табаке (*Nicotiana tabacum*) и фасоли обыкновенной (*Phaseolus vulgaris*). В Китае ToMMV выявили на баклажане (*Solanum melongena*) (Chai et al., 2018; Liu et al., 2019), горохе (*Pisum sativum*) (Zhang et al., 2022), фасоли обыкновенной (Li et al., 2020).

В лабораторных условиях в ходе экспериментов механическим путем вирусом крапчатой мозаики томата удалось заразить некоторые виды растений семейств Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cruciferae, Cucurbitaceae, Leguminosae, Solanaceae и Verbenaceae (EPPO, 2022).

Как и для других тобамовирусов, симптомы, вызываемые вирусом крапчатой мозаики томата, могут варьировать в зависимости от таких факторов, как вид заражаемого растения, его сорт, фаза роста, условия окружающей среды, а также наличие совместного заражения.

В литературных источниках исследователи описывают следующие симптомы ToMMV:

- зараженные вирусом растения томата (*Solanum lycopersicum*) становятся низкорослыми, на листьях наблюдается мозаика со светло- и темно-зеленым рисунком, хлороз и некрозы, крапчатость, морщинистость, скручивание, деформация (рис. 1, 2), на нижней поверхности листовых пластинок могут развиваться энации (Tu et al., 2021, Ambrós et al., 2017, Sui et al., 2018, Maudarbaccus et al., 2021). При заражении молодых растений можно наблюдать полную потерю цветков и, следовательно, отсутствие плодоношения (Sui et al., 2017);

- на плодах томата в результате заражения ToMMV развиваются хлоротические пятна и некрозы различной интенсивности: буровато-зеленые пятна, пузырчатые и некротические кольца на созревших плодах; желтые полосы, опоясывающие спелые плоды; желтовато-зеленые пятна на созревающих плодах. Плоды могут неравномерно созревать, кроме того, молодые плоды могут полностью некротизироваться. В некоторых случаях наблюдался также некроз плодовых веточек и чашечек плодов (Sui et al., 2017; Zhan et al., 2018; Maudarbaccus et al., 2021).

Следует отметить, что описанные выше симптомы не являются специфичными для ToMMV, так как очень сходные симптомы на листьях и плодах томата вызывает также ToBRFV (Каримова, Шнейдер, 2020; Шнейдер и др., 2021). ToMMV преодолел устойчивость и заражает некоторые сорта томата, устойчивые к вирусу мозаики томата (ToMV) (Sui et al., 2017).

previously identified as ToMV, were then assigned to ToMMV (Moreira et al., 2003; Webster et al., 2014; Li et al., 2017). This fact confirms the hypothesis of a much wider prevalence of ToMMV (CABI, 2023).

The main ToMMV host plants include *Solanum lycopersicum*, *Capsicum annuum* and *Capsicum frutescens* (Li et al., 2013; 2017). On these crops, ToMMV occurs both in open and protected ground. In open ground, the virus has also been detected on *Nicotiana tabacum* and *Phaseolus vulgaris*. In China, ToMMV was detected on *Solanum melongena* (Chai et al., 2018; Liu et al., 2019), *Pisum sativum* (Zhang et al., 2022), *Phaseolus vulgaris* (Li et al., 2020).

Under laboratory conditions, in the course of experiments, it was possible to mechanically inoculate some plant species of the families Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cruciferae, Cucurbitaceae, Leguminosae, Solanaceae and Verbenaceae with ToMMV (EPPO, 2022).

As with other tobamoviruses, symptoms caused by ToMMV may vary depending on factors such as the plant species being infected, its cultivar, growth phase, environmental conditions, and the presence of co-infection.

In the literature, researchers describe the following ToMMV symptoms:

- virus-infected tomato plants (*Solanum lycopersicum*) become stunted, a mosaic with a light and dark green pattern is observed on the leaves, chlorosis and necrosis, mottling, wrinkling, twisting, deformation (Fig. 1, 2), on the lower surface of the leaf blades may develop enations (Tu et al., 2021, Ambrós et al., 2017, Sui et al., 2018, Maudarbaccus et al., 2021). When young plants are infected, a complete loss of flowers and, consequently, the absence of fruiting can be observed (Sui et al., 2017);

- chlorotic spots and necrosis of varying intensity develop on tomato fruits as a result of infection with ToMMV: brownish-green spots, blistering and necrotic rings on ripe fruits; yellow stripes encircling ripe fruits; yellowish-green spots on ripening fruits. Fruits may ripen unevenly, in addition, young fruits may become completely necrotic. In some cases, necrosis of fruit twigs and fruit calyx has also been observed (Sui et al., 2017; Zhan et al., 2018; Maudarbaccus et al., 2021).

It should be noted that the symptoms described above are not specific for ToMMV, since ToBRFV also causes very similar symptoms on tomato leaves and fruits (Karimova and Shneyder, 2020; Shneyder et al., 2021). ToMMV has overcome resistance and infects some varieties resistant to ToMV (Sui et al., 2017).

When infected with ToMMV, *Capsicum annuum* and *Capsicum frutescens* have shoot top yellowing and necrosis, mosaic, chlorosis and wrinkling, mottling, drying out develop on the leaves (Ambrós et al., 2017; Zhan et al., 2018; Li et al., 2017, 2020; Tu et al., 2021).

Infected *Solanum melongena* observed a mosaic of leaves, dark purple spots on the flowers. These symptoms developed in plants with mixed infection of ToMMV and TMGMV (Chai et al., 2018).



Рис. 1. Деформация листьев растений томата, вызванная ToMMV (фото авторов)

Fig. 1. Leaf deformation of tomato plants caused by ToMMV (photo by the authors)

У растений стручкового (*Capsicum annuum*) и кайенского (*Capsicum frutescens*) перцев при заражении вирусом крапчатой мозаики томата можно наблюдать пожелтение верхушек побегов и некроз, на листьях развиваются мозаика, хлорозы и морщинистость, крапчатость, усыхание (Ambrós et al., 2017; Zhan et al., 2018; Li et al., 2017, 2020; Tu et al., 2021).

На зараженных растениях баклажана (*Solanum melongena*) наблюдали мозаику листьев, темно-фиолетовые пятна на цветках. Эти симптомы развивались у растений со смешанной инфекцией ToMMV и TMGMV (вирус слабой зеленой мозаики табака) (Chai et al., 2018).

У зараженных ToMMV растений фасоли обыкновенной (*Phaseolus vulgaris*) на листьях развивались хлороз и пузырчатость, а при искусственном заражении – некрозы и крапчатость (Li et al., 2020).

Заражение вирусом крапчатой мозаики томата растений гороха (*Pisum sativum*) проявлялось на листьях в виде хлороза, мозаики, деформации и некрозов (Zhang et al., 2022).

Согласно литературным данным, распространенность ToMMV на сельскохозяйственных культурах и в пределах стран является достаточно ограниченной. Можно предположить, что небольшое количество информации об ущербе, вызванном ToMMV, может быть связано с отсутствием на настоящий момент достоверных методов диагностики и отнесением последних выявлений к близкородственному вирусу ToMV.

Infected with ToMMV, *Phaseolus vulgaris* developed chlorosis and blistering on the leaves, and with artificial infection – necrosis and mottling (Li et al., 2020).

When infected with ToMMV, *Pisum sativum* had chlorosis, mosaic, deformation and necrosis of leaves (Zhang et al., 2022).

According to the literature, the prevalence of ToMMV in crops and within countries is rather limited. It can be assumed that a small amount of information about the damage caused by ToMMV may be due to the lack of reliable diagnosis methods at the moment and the assignment of the latest detections to the closely related ToMV.

An outbreak in China in 2016 in protected and open field tomatoes caused a severe reduction in fruit production, with symptoms developing very

rapidly (Zhan et al., 2018). No details explaining and evaluating these losses are given in the literary sources. Li et al. (2020) assume that due to the fact that there are many pathways, the virus can remain viable



Рис. 2. Растение томата, инокулированное ToMMV (Sophie Perrot – GEVES) (<https://gd.eppo.int/taxon/TOMMV0/photos>)

Fig. 2. Tomato plant inoculated with ToMMV (Sophie Perrot – GEVES) (<https://gd.eppo.int/taxon/TOMMV0/photos>)

Вспышка заболевания в Китае в 2016 г. на томатах в условиях защищенного и открытого грунта вызвала серьезное сокращение производства плодов, с очень быстрым развитием симптомов (Zhan et al., 2018). Никаких подробностей, разъясняющих и оценивающих эти потери, в литературных источниках не приводится. Li et al. (2020) полагают: в связи с тем, что имеется большое число путей распространения, что вирус может длительно сохранять жизнеспособность в латентном состоянии и что существует способность заражать растения контактно-механическим путем, в будущем ToMMV, вероятно, станет одним из наиболее вредоносных вирусов для производства овощных культур семейства Solanaceae.

Являясь представителем рода *Tobamovirus*, вирус крапчатой мозаики томата распространяется от растения к растению при контакте, а также механическим путем через зараженные руки, одежду и инструменты сотрудников агропредприятия (в том числе ножи, шпалерные веревки, сельскохозяйственная техника), листогрызущими насекомыми, с загрязненной оросительной водой и с зараженной почвой. Установлено, что ToMMV может быстро распространяться между растениями в результате проведения различных агротехнических мероприятий (Chen et al., 2018; Zhan et al. 2018; Li et al., 2020).

Источниками инфекции этого вируса могут являться зараженные растения и их части, растительные остатки и семена. Здоровые сеянцы могут заражаться при высадке в зараженную почву через поранения, вызванные естественным повреждением корней, без участия переносчиков.

Как и вирус коричневой морщинистости плодов томата, ToMMV также может распространяться шмелями (Karimova et al., 2022; Шнейдер и др., 2021).

Вирус крапчатой мозаики томата, как и другие тобамовирусы, загрязняет оболочки семян растений-хозяев и способен распространяться с семенами.

Таким образом, источниками распространения ToMMV можно назвать следующие:

1. Посадочный и семенной материал – рассада и семена.
2. Насекомые-переносчики – шмели и листогрызущие насекомые.
3. Зараженные плоды.
4. Механическая передача через зараженную воду, инструменты, контейнеры, оборудование, транспортные средства, связанные с цепочкой производства растений-хозяев.
5. Лица, работающие в местах производства растений-хозяев.
6. Почва, питательные среды, субстраты.
7. Пыльца растений-хозяев.
8. Переработанные и высушенные плоды растений-хозяев.

Распространение механическим путем, шмелями и другими насекомыми, пылью, вероятно, имеет значение для распространения вируса внутри мест производства, тогда как инфицированные рассада, семена и плоды могут привести к широкому распространению ToMMV (EPPO, 2023).

Вирионы ToMMV имеют вид жестких палочек длиной 300–310 нм и диаметром 18 нм (Turina et

for a long time in a latent state and can infect plants by contact-mechanical means, in the future ToMMV is likely to become one of the most harmful viruses for the production of Solanaceae family vegetable crops.

Being a genus *Tobamovirus* representative, ToMMV spreads from plant to plant through contact, as well as mechanically through infected hands, clothes and tools of agricultural employees (including knives, trellis ropes, agricultural machinery), leaf-feeding insects, with contaminated irrigation water and contaminated soil. It has been established that ToMMV can quickly spread between plants as a result of various agrotechnical measures (Chen et al., 2018; Zhan et al. 2018; Li et al., 2020).

Pathways of this virus can be infected plants and their parts, plant debris and seeds. Healthy seedlings can become infected when planted in contaminated soil through wounds caused by natural root damage, without the participation of vectors.

Like ToBRFV, ToMMV can also be propagated by bumblebees (Karimova et al., 2022; Shneyder et al., 2021).

ToMMV, like other tobamoviruses, contaminates seed coats of host plants and can spread with seeds.

Thus, the pathways of ToMMV can be the following:

1. Planting and seed material – seedlings and seeds.
2. Insect vectors – bumblebees and leaf-feeding insects.
3. Infected fruits.
4. Mechanical transmission through contaminated water, tools, containers, equipment, vehicles associated with the host plant production chain.
5. Persons working at sites where host plants are produced.
6. Soil, nutrient media, substrates.
7. Pollen of host plants.
8. Processed and dried fruits of host plants.

Spread by mechanical means, bumblebees and other insects, as well as pollen is likely to be important for the spread of the virus within production sites, while infected seedlings, seeds and fruits can lead to ToMMV widespread (EPPO, 2023).

ToMMV virions have the form of rigid rods 300–310 nm long and 18 nm in diameter (Turina et al., 2016; Li et al., 2017; Li et al., 2021) and contain a single genomic RNA molecule consisting of 6398–6399 nucleotides (Li et al., 2021). ToMMV isolates identified on various host plants in various geographically remote regions of the world are characterized by relatively low genetic variability (Li et al., 2017).

Genetically, ToMMV is most closely related to ToMV. Serological cross-reactions have been observed between ToMMV and ToMV (Li et al., 2013). Nevertheless, ToMMV and ToMV are valid species, since their genome-wide identity does not exceed 90% (Adams et al., 2012).

The genetic identity of ToMMV with ToBRFV, TMV, ReMV, and BelPMV is ~81%, ~79%, ~78%, and ~76%, respectively, and for other tobamoviruses does not exceed 69%.

al., 2016; Li et al., 2017; Li et al., 2021) и содержат единственную молекулу геномной РНК, состоящую из 6398–6399 нуклеотидов (Li et al., 2021). Изоляты ToMMV, выявленные на различных растениях-хозяевах в различных географически отдаленных регионах мира, характеризуются относительно невысокой генетической вариабельностью (Li et al., 2017).

Генетически ToMMV наиболее близок к тобамовирусу мозаики томата (ToMV). Между ToMMV и ToMV наблюдаются перекрестные серологические реакции (Li et al., 2013). Тем не менее ToMMV и ToMV являются валидными видами, так как их полногеномная идентичность не превышает 90% (Adams et al., 2012).

Генетическая идентичность ToMMV с тобамовирусами коричневой морщинистости плодов томата (ToBRFV), табачной мозаики (TMV), мозаики ремании (ReMV) и крапчатости сладкого перца (BeIPMV) составляет ~81%, ~79%, ~78% и ~76% соответственно, а для остальных тобамовирусов не превышает 69%.

На рынке коммерческих тест-систем для иммуноферментного анализа только фирма DSMZ (Германия) предлагает антитела для диагностики ToMMV, причем с большими оговорками по специфичности из-за ряда ложноспецифических результатов с изолятами близкородственных тобамовирусов. Также публиковались данные о получении китайскими учеными высокоспецифичных антител (Li et al., 2021), однако на момент подготовки статьи они не были представлены на рынке тест-систем.

Установлено, что тест-системы для ИФА и иммунохроматографии к TMV фирмы Agdia (США) реагируют как с TMV, так и с ToMMV. Антитела к ToMV также проявляют перекрестную реакцию к ToMMV (Sui et al., 2017). В связи с этим, например, в диагностическом протоколе Международной семеноводческой федерации (International Seed Federation) для выявления основных тобамовирусов в семенах перца метод ИФА рекомендуется использовать только в качестве предварительного скринингового теста с последующим подтверждением молекулярными методами диагностики.

Борьба с вирусными болезнями достаточно трудна, а в случае эпифитотий требуются уничтожение инфицированных растений, борьба с возможными переносчиками, предотвращение механической передачи, использование растительного материала, свободного от вирусов. Как можно более раннее выявление и ликвидация источников вирусов, использование безвирусного семенного и посадочного материала являются очень важной предпосылкой для успешной борьбы с тобамовирусами (Каримова и др., 2020).

Точная идентификация вирусов до уровня вида имеет решающее значение для предотвращения распространения вирусных заболеваний и снижения их вредоносности. В настоящее время имеется ряд сложностей для осуществления дифференциации некоторых вирусов – представителей рода *Tobamovirus*, таких как TMV, ToMV, ToBRFV и ToMMV. Стоит заметить, что в целом TMV, ToMV, ToBRFV и ToMMV имеют одинаковый круг экономически значимых растений-хозяев и вызывают

On the market of commercial kits for ELISA, only DSMZ (Germany) offers antibodies for diagnosing ToMMV, and with great reservations in specificity due to a number of false-specific results with isolates of closely related tobamoviruses. Also, data were published on the production of highly specific antibodies by Chinese scientists (Li et al., 2021), but at the time of writing, they were not available on the ELISA kit market.

It was found that ELISA kit and Lateral Flow (ImmunoStrip) test for TMV (Agdia, USA) react with both TMV and ToMMV. Anti-ToMV antibodies also cross-react with ToMMV (Sui et al., 2017). In this regard, for example, in the diagnostic protocol of International Seed Federation for the detection of the main tobamoviruses in pepper seeds, the ELISA method is recommended to be used only as a preliminary screening test with subsequent confirmation by molecular diagnosis methods.

Controlling viral diseases is quite difficult, and in the case of epiphytotic, the destruction of infected plants, the control of possible vectors, the prevention of mechanical transmission, the use of plant material free of viruses are required. The earliest possible identification and elimination of virus sources, the use of virus-free seed and planting material are a very important prerequisite for the successful control of tobamoviruses (Karimova et al., 2020).

Accurate identification of viruses down to the species level is critical to prevent the spread of viral diseases and reduce their severity. Currently, there are some difficulties in differentiating *Tobamovirus* genus viruses, such as TMV, ToMV, ToBRFV, and ToMMV. It is worth noting that, in general, TMV, ToMV, ToBRFV and ToMMV have the same range of economically important hosts and cause the same symptoms. The virus particles of these viruses have a very similar morphology, in addition, the antibodies of these four viruses show a certain cross-reaction, which causes some difficulties in diagnosis. It should be noted that accurate differentiation of these viruses is necessary due to the fact that TMV, ToMV are not quarantine organisms, and, accordingly, quarantine phytosanitary measures cannot be applied to them, unlike ToBRFV, which is included in the Common List of Quarantine Pests of the Eurasian Economic Union. Should the pest risk analysis of ToMMV show that this pest can enter the Russian Federation and spread on its territory causing great damage to vegetable production, and the potential damage indicator exceeds the conditional threshold, the virus may be recommended for inclusion in the list, since it meets the criteria of a quarantine pest for the Russian Federation. In this regard, the development and improvement of methods for detecting and identifying *Tobamovirus* genus viruses is an urgent task.

The most effective technique for the specific differentiation of tobamoviruses is the use of molecular genetic diagnosis methods. However, in the diagnostic protocol of International Seed Federation for the detection of TMV, ToMV, ToBRFV, ToMMV in seeds, it is recommended to use the ELISA method as a preliminary screening test (ISHI-Veg, 2019). In this regard, the task

одинаковые симптомы. Вирусные частицы указанных видов вирусов имеют очень сходную морфологию, кроме того, антитела этих четырех вирусов проявляют определенную перекрестную реакцию, что вызывает некоторые трудности при проведении диагностики. Необходимо отметить, что точная дифференциация данных вирусов необходима ввиду того, что TMV, ToMV не являются карантинными организмами, и, соответственно, к ним не могут быть применены карантинные фитосанитарные меры, в отличие от ToBRFV, который включен в Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза (ЕПКО ЕАЭС). Если в результате анализа фитосанитарного риска вируса крапчатой мозаики томата будет показано, что данный вредный организм может проникнуть в Российскую Федерацию и распространиться на ее территории, принося большой ущерб овощеводству, а показатель потенциального ущерба превысит условный пороговый, вирус может быть рекомендован для включения в перечень, поскольку отвечает критериям карантинного для РФ организма. В связи с вышесказанным разработка и совершенствование методов выявления и идентификации вирусов рода *Tobamovirus* являются актуальной задачей.

Наиболее эффективным приемом для специфической дифференциации тобамовирусов является использование молекулярно-генетических методов диагностики. Однако следует напомнить, что в диагностическом протоколе Международной семеноводческой федерации для выявления тобамовирусов TMV, ToMV, ToBRFV, ToMMV в семенах рекомендуется использовать метод ИФА в качестве предварительного скринингового теста (ISHI-Veg, 2019). В связи с этим в задачу данного исследования входила оценка специфичности и чувствительности тест-системы ИФА в целях установления возможности ее использования для скрининга образцов на вирус крапчатой мозаики томата.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

В работе тестировали набор реагентов для иммуноферментного анализа ToMMV RT-1267 (DSMZ, Германия); для оценки применимости использовали следующие изоляты и положительные контроли вирусов, поражающих томат:

1. Вирус крапчатой мозаики томата ToMMV PV-1267 (DSMZ, Германия).
2. Вирус табачной мозаики TMV PV-0107 (DSMZ, Германия).
3. Вирус мозаики томата ToMV PV-0141 (DSMZ, Германия).
4. Вирус коричневой морщинистости плодов томата ToBRFV PV-1244 (DSMZ, Германия).
5. Вирус мозаики пепино PepMV PV-1022 (DSMZ, Германия).
6. Вирус пятнистого увядания томата TSWV PV-0393 (DSMZ, Германия).
7. Вирус кустистой карликовости томата TBSV PV-0268 (DSMZ, Германия).
8. Вирус инфекционного хлороза томата TICV PV-1108 (DSMZ, Германия).
9. Вирус хлороза томата ToCV PV-1023 (DSMZ, Германия).

of this study was to evaluate the specificity and sensitivity of the ELISA kit in order to establish the possibility of its use for screening samples for ToMMV.

MATERIALS AND METHODS

We tested a set of reagents for ELISA to ToMMV RT-1267 (DSMZ, Germany); the following isolates and positive controls of tomato viruses were used to assess applicability:

1. ToMMV PV-1267 (DSMZ, Germany).
2. TMV PV-0107 (DSMZ, Germany).
3. ToMV PV-0141 (DSMZ, Germany).
4. ToBRFV PV-1244 (DSMZ, Germany).
5. PepMV PV-1022 (DSMZ, Germany).
6. TSWV PV-0393 (DSMZ, Germany).
7. TBSV PV-0268 (DSMZ, Germany).
8. TICV PV-1108 (DSMZ, Germany).
9. ToCV PV-1023 (DSMZ, Germany).
10. TYLCV PV-0844 (DSMZ, Germany).
11. CMV PV-0929 (DSMZ, Germany).
12. TBRV PV-1070 (DSMZ, Germany).

The preparation of virus isolate extracts was carried out in 1.5 ml Eppendorf tubes.

To assess the sensitivity of the ELISA kit, we serially diluted a concentrated ToMMV isolate ToMMV PV-1267 (DSMZ, Germany) to a concentration 10^{-5} .

Analysis was carried out in the DAS-ELISA format according to the traditional scheme for ELISA in accordance with the protocol of the European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) (Cambra, Shneyder, 2015) and according to the attached instructions from the manufacturer of the kit.

RESULTS OF THE RESEARCH

Viruses spread by host plant seeds are the main threat to discrete introduction into new areas and damage to crops. The risk arising from the uncontrolled import or movement of seed material cannot be underestimated. The high pest risk from *Tobamovirus* genus viruses is associated with a wide range of host plants, the possibility of propagation by seeds, efficient transmission between plants by contact-mechanical means, as well as the genetic variability of tobamoviruses that occurs under the influence of various factors. All of the above often becomes the reason for the impossibility of a timely response to emerging threats from viruses. At the time of outbreaks in one of the regions of the world, it often turns out that the pathogen has already spread to large areas and to many countries, and methods for diagnosing it have not been developed.

Diagnosing ToMMV based on the symptoms analysis cannot be used either for research purposes, let alone for laboratory practice, due to similar symptoms in tobamoviruses among themselves, as well as under the influence of abiotic factors.

During the analysis of the ELISA kit, the results presented in the table were obtained.

It was found that the sensitivity of the analyzed ELISA kit to ToMMV is 10^{-4} ; when diluting the ToMMV PV-1267 isolate to a concentration of 10^{-5} ,

10. Вирус желтой курчавости листьев томата TYLCV PV-0844 (DSMZ, Германия).

11. Вирус огуречной мозаики CMV PV-0929 (DSMZ, Германия).

12. Вирус черной кольчатости томата TBRV PV-1070 (DSMZ, Германия).

Подготовку экстрактов изолятов вирусов осуществляли в пробирках типа Ерпендорф объемом 1,5 мл.

Для оценки чувствительности тест-системы ИФА проводили серийное разведение концентрированного изолята вируса крапчатой мозаики томата ToMMV PV-1267 (DSMZ, Германия) до концентрации 10⁻⁵.

Проводили анализ в формате DAS-ELISA по традиционной схеме для иммуноферментного анализа в соответствии с протоколом Европейской и Средиземноморской организации по карантину и защите растений (ЕОКЗР) (Cambra, Shneyder, 2015) и согласно прилагаемой инструкции фирмы – производителя тест-системы.

РЕЗУЛЬТАТЫ ИССЛЕДОВАНИЙ

Вирусы, распространяющиеся семенами растений-хозяев, являются главной угрозой для скрытой интродукции на новые территории и причинения вреда сельскохозяйственным культурам. Риск, возникающий в результате бесконтрольного импорта или перемещения семенного материала, сложно недооценить. Высокий фитосанитарный риск от вирусов рода *Tobamovirus* связан с широким кругом растений-хозяев, возможностью распространения семенами, эффективной передачей между растениями контактно-механическим способом, а также генетической изменчивостью тобамовирусов, возникающей под влиянием различных факторов. Все вышесказанное часто становится причиной невозможности своевременного ответа на возникающие от вирусов угрозы. На момент проявления вспышек заболевания в одном из регионов мира часто оказывается, что патоген уже распространился на большие территории и во многие страны, а методы его диагностики не разработаны.

Проведение диагностики вируса крапчатой мозаики томата на основании анализа симптомов не может быть использовано ни для исследовательских целей, ни тем более для лабораторной практики, в связи со сходными симптомами у тобамовирусов между собой, а также при воздействии абиотических факторов.

В ходе анализа тест-системы ИФА были получены результаты, представленные в таблице.

Было установлено, что чувствительность анализируемой тест-системы к вирусу крапчатой мозаики томата составляет 10⁻⁴, при разведении изолята ToMMV PV-1267 до концентрации 10⁻⁵ тест-система сработала отрицательно. Таким образом, вирус может быть не выявлен в случае низкой концентрации в образце или в начальной стадии заражения, в том числе в семенах растений-хозяев.

В ходе исследования специфичности тест-системы наблюдалось повышение значения экстинкции в лунках с вирусом крапчатой мозаики томата, а также близкородственными

Таблица

Испытание чувствительности и специфичности тест-системы ИФА для ToMMV

Table
Testing the sensitivity and specificity of the ELISA kit for ToMMV

№ образца Sample No.	Образец Sample	ToMMV (DSMZ)		
		X Ao	Ao/Ak	**
Оценка специфичности Specificity assessment				
1	TMV PV-0107	0,631	7,70	+
2	ToMV PV-0141	1,117	13,62	+
3	ToBRFV PV-1244	0,390	4,76	+
4	ToMMV PV-1267	2,167	26,43	+
5	TYLCV PV-0844	0,057	1,00	-
6	PepMV PV-1022	0,157	1,91	-
7	TSWV PV-0393	0,425	5,18	+
8	TBRV PV-1070	0,219	2,67	+/-
9	TBSV PC-0268	0,075	1,00	-
10	ToCV PV-1023	0,403	4,91	+
11	TICV PV-1108	0,104	1,27	-
12	CMV PV-0929	0,087	1,06	-
Оценка чувствительности Sensitivity assessment				
13	ToMMV PV-1267 (конц.) (concentrated)	2,246	27,39	+
14	ToMMV PV-1267 (10 ⁻¹)	1,859	22,67	+
15	ToMMV PV-1267 (10 ⁻²)	1,619	19,74	+
16	ToMMV PV-1267 (10 ⁻³)	0,973	11,87	+
17	ToMMV PV-1267 (10 ⁻⁴)	0,262	3,20	+
18	ToMMV PV-1267 (10 ⁻⁵)	0,119	1,45	-
19	Отрицательный контроль Negative control	0,082		
20	Положительный контроль Positive control	2,401		

** Заключение о наличии вируса:
«-» – вирус отсутствует (Ao/Ak < 2,0),
«+»-, синий цвет текста – недостоверное наличие вируса (Ao/Ak = 2,0–3,0),
«+», красный цвет текста – достоверное наличие вируса (Ao/Ak > 3,0), где
Ao – среднее значение экстинкции образца,
Ak – среднее значение экстинкции отрицательного контроля.
Зеленые ячейки – целевой объект.
** Conclusion about the presence of the virus:
“-” – no virus (Ao/Ak < 2,0),
“+»-, blue text – unreliable presence of a virus (Ao/Ak = 2,0–3,0),
“+”, red text – reliable presence of a virus (Ao/Ak > 3,0), where
Ao – average sample extinction,
Ak – average extinctions of the negative control.
Green cells – target object.

тобамовирусами: табачной мозаики, мозаики томата, коричневой морщинистости плодов томата. Стоит отметить, что производитель тест-системы заявляет наличие возможной ложноположительной реакции с вирусами рода *Tobamovirus*. Однако, кроме этого, было установлено, что антитела, используемые в данной тест-системе, дают ложноспецифическую реакцию с вирусами из других родов – вирусом пятнистого увядания томата (род *Orthotospovirus*) и вирусом хлороза томата (род *Crinivirus*), также наблюдалось повышение уровня экстинкции в лунках с вирусом черной кольчатости томата (род *Nepovirus*). Данный факт говорит о невозможности использования анализируемой тест-системы для предварительного скринингового исследования при диагностике тобамовирусов.

ВЫВОДЫ

Вирус крапчатой мозаики томата, новый представитель рода *Tobamovirus*, является опасным патогеном, который при соответствующих выводах анализа фитосанитарного риска может быть рекомендован к включению в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС.

Распространение ToMMV по континентам, сходная с вирусом коричневой морщинистости плодов томата симптоматика и вредоносность, а также генетическое сходство с вирусом мозаики томата (ToMV) требуют своевременной оценки имеющихся тест-систем, а также разработки новых достоверных методов выявления и идентификации.

После оценки результатов специфичности и чувствительности тест-системы для иммуноферментного анализа ToMMV RT-1267 (DSMZ, Германия) можно сделать вывод о ее низкой специфичности, но при этом достаточной чувствительности, так как вирус был выявлен при разведении экстракта изолята ToMMV в 10 000 раз. Чувствительность тест-системы должна позволить выявлять вирус в том числе в семенах растений-хозяев, поскольку семена служат основным путем проникновения и распространения вируса крапчатой мозаики томата на новые территории.

В связи с низкой специфичностью ИФА возникает необходимость разработки молекулярных методов диагностики вируса крапчатой мозаики томата – как для скрининга образцов, так и для дальнейшего подтверждения результатов отборочного теста. Тестирование образцов молекулярными методами позволит проводить выявление и идентификацию вируса при совместном использовании с серологическими методами либо отдельно от них.

Благодарность. Авторы выражают благодарность руководству ЕОКЗР за любезное разрешение использовать фотоматериалы сайта gd.eppo.int.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Каримова Е.В., Шнейдер Ю.А. Вирус коричневой морщинистости плодов томата – потенциальная угроза для производства томатов и перца // Фитосанитария. Карантин растений. 2020. № 3. С. 7–16.

the ELISA kit did not detect the presence of the virus. Thus, the virus may not be detected in case of low concentration in the sample or in the initial stage of infection, including in the seeds of host plants.

During the study of the specificity of the ELISA kit, an increase in the extinction value was observed in wells with ToMMV, as well as closely related tobamoviruses: TMV, ToMV, ToBRFV. It is worth noting that the manufacturer of the kit claims the presence of a possible false positive reaction with *Tobamovirus* genus viruses. However, in addition, it was found that the antibodies used in this ELISA kit give a false-specific reaction with viruses from other genera – TSWV (genus *Orthotospovirus*) and ToCV (genus *Crinivirus*), there was also an increase in the level of extinction in the wells with TBRV (genus *Nepovirus*). This fact indicates the impossibility of using the analyzed kit for a preliminary screening study in the diagnosis of tobamoviruses.

CONCLUSIONS

ToMMV, a new representative of the genus *Tobamovirus*, is a dangerous pathogen that, subject to the appropriate conclusions of the pest risk analysis, can be recommended for inclusion in the Common List of Quarantine Pests of the EAEU.

The spread of ToMMV across continents, symptoms and harmfulness similar to ToBRFV, as well as genetic similarity with ToMV require timely assessment of available kits, as well as the development of new reliable methods for detection and identification.

After evaluating the results of the specificity and sensitivity of the ELISA kit to ToMMV RT-1267 (DSMZ, Germany), we can conclude that it has low specificity, but sufficient sensitivity, since the virus was detected when the ToMMV isolate extract was diluted 10,000 times. The sensitivity of the kit should make it possible to detect the virus, including in the host plant seeds, since they serve as the main pathway of ToMMV to new territories.

Due to the low specificity of ELISA, there is a need to develop molecular methods for diagnosing ToMMV, both for screening samples and for further confirmation of the results of a screening test. Testing of samples by molecular methods will allow for the detection and identification of the virus when used in conjunction with serological methods or separately from them.

Acknowledgement. The authors would like to thank the EPPO management for their kind permission to use the photos from the gd.eppo.int website.

REFERENCES

1. Karimova E.V., Shneyder Yu.A. Tomato brown rugose fruit virus is a potential threat for the tomato and pepper industry // Plant Health and Quarantine. 2020; 3: 7–16.

2. Shneyder Yu.A., Karimova E.V., Prikhodko Yu.N., Lozovaya E.N., Zhivaeva T.S. Tomato viruses especially dangerous for vegetable growing of Russia // Potato and vegetables. 2021; 6: 3–8.

2. Шнейдер Ю.А., Каримова Е.В., Приходько Ю.Н., Лозовая Е.Н., Живаева Т.С. Вирусы томата, особо опасные для овощеводства России // Картофель и овощи. 2021. № 6. С. 3–8.

3. Adams M.J., Heinze C., Jackson A.O., Kreuze J.F., Macfarlane S.A., Torrance L. Virgaviridae // In: King A.M.O., Lefkowitz E., Adams M.J., Carstens E.B. (ed), Virus taxonomy: Ninth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Elsevier/Academic Press, London, United Kingdom. 2012. P. 1139–1162.

4. Ambrós S., Martínez F., Ivars P., Hernández C., de la Iglesia F., Elena S.F. Molecular and biological characterization of an isolate of Tomato mottle mosaic virus (ToMMV) infecting tomato and other experimental hosts in eastern Spain // European Journal of Plant Pathology. 2017. Vol. 149 (2). P. 261–268. URL: <https://doi.org/10.1007/s10658-017-1180-2>.

5. Cambra M., Shneyder Y. PM 7/125 (1) ELISA tests for viruses // EPPO Bulletin. 2015. Vol. 45, No. 3. P. 445–449. URL: <https://doi.org/10.1111/epp.12259>.

6. Chai A.L., Chen L.D., Li B.J., Xie X.W., Shi Y.X. First report of a mixed infection of Tomato mottle mosaic virus and Tobacco mild green mosaic virus on eggplants in China // Plant Disease. 2018. Vol. 102 (12), 2668. URL: <https://doi.org/10.1094/pdis-04-18-0686-pdn>.

7. Chen L.Z., Zhang R., Wei B.Q., Wang L.L., Gao Y.P., Zhang W. Molecular identification of Tomato mottle mosaic virus. China Vegetables. 2018. P. 39–43.

8. ISHI-Veg, 2019. Detection of infectious Tobamoviruses in pepper seeds // International Seed Federation. 2019. 8 p.

9. Karimova E., Shneyder Yu., Zhivaeva T., Prikhodko Yu., Lozovaya E. Phytosanitary status, diagnostic methods for TOBRFV and other viruses of *Tobamovirus* genus. Global Food Forum 2021. Dialogue without borders. Таллин, 2022. С. 55–58.

10. Li R.G., Gao S., Fei Z.J., Ling K.-S. Complete genome sequence of a new tobamovirus naturally infecting tomatoes in Mexico // Genome Announcements. 2013. 1 (5), e00794-13. URL: <http://genomea.asm.org/content/1/5/e00794-13.full>.

11. Li Y.Y., Wang Y., Hu J., Xiao L., Tan G.L., Lan P.X., Liu Y., Li F. The complete genome sequence, occurrence and host range of Tomato mottle mosaic virus Chinese isolate // Virology Journal. 2017. Vol. 14 (15). URL: <https://doi.org/10.1186/s12985-016-0676-2>.

12. Li Y.Y., Zhou W.P., Lu S.Q., Chen D.R., Dai J.H., Guo Q.Y., Liu Y., Li F., Tan G.L. Occurrence and biological characteristics of Tomato mottle mosaic virus on Solanaceae crops in China // Scientia Agricultura Sinica. 2020. Vol. 53 (3). P. 539–550.

13. Li X., Guo L., Guo M., Qi D., Zhou X., Li F., Wu J. Three highly sensitive monoclonal antibody-based serological assays for the detection of Tomato mottle mosaic virus // Phytopathol Res. 2021. Vol. 3. P. 23. URL: <https://doi.org/10.1186/s42483-021-00100-2>.

14. Liu Y., Li F., Li Y.Y., Zhang S.B., Gao X., Xie Y., Yan F., Zhang A.S., Dai L.Y., Cheng Z.B., Ding M., Niu Y.B., Wang S.J., Che H.Y., Jiang T., Shi X.B., He Z.F., Wu Y.F., Zhang D.Y., Qing L., Yan W.R., Yang X.H., Tang Y.F., Zheng H.Y., Tang Q.J., Zhang S.B., Zhang D.F., Cai L., Tao X.R. Identification, distribution and occurrence of viruses in the main vegetables of China // Scientia Agricultura Sinica. 2019. Vol. 52 (2). P. 239–261.

3. Adams M.J., Heinze C., Jackson A.O., Kreuze J.F., Macfarlane S.A., Torrance L. Virgaviridae // In: King A.M.O., Lefkowitz E., Adams M.J., Carstens E.B. (ed), Virus taxonomy: Ninth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Elsevier/Academic Press, London, United Kingdom. 2012. P. 1139–1162.

4. Ambrós S., Martínez F., Ivars P., Hernández C., de la Iglesia F., Elena S.F. Molecular and biological characterization of an isolate of Tomato mottle mosaic virus (ToMMV) infecting tomato and other experimental hosts in eastern Spain // European Journal of Plant Pathology. 2017. Vol. 149 (2). P. 261–268. URL: <https://doi.org/10.1007/s10658-017-1180-2>.

5. Cambra M., Shneyder Y. PM 7/125 (1) ELISA tests for viruses // EPPO Bulletin. 2015. Vol. 45, No. 3. P. 445–449. URL: <https://doi.org/10.1111/epp.12259>.

6. Chai A.L., Chen L.D., Li B.J., Xie X.W., Shi Y.X. First report of a mixed infection of Tomato mottle mosaic virus and Tobacco mild green mosaic virus on eggplants in China // Plant Disease. 2018. Vol. 102 (12), 2668. URL: <https://doi.org/10.1094/pdis-04-18-0686-pdn>.

7. Chen L.Z., Zhang R., Wei B.Q., Wang L.L., Gao Y.P., Zhang W. Molecular identification of Tomato mottle mosaic virus. China Vegetables. 2018. P. 39–43.

8. ISHI-Veg, 2019. Detection of infectious Tobamoviruses in pepper seeds // International Seed Federation. 2019. 8 p.

9. Karimova E., Shneyder Yu., Zhivaeva T., Prikhodko Yu., Lozovaya E. Phytosanitary status, diagnostic methods for TOBRFV and other viruses of *Tobamovirus* genus. Global Food Forum 2021. Dialogue without borders. Tallinn, 2022. P. 55–58.

10. Li R.G., Gao S., Fei Z.J., Ling K.-S. Complete genome sequence of a new tobamovirus naturally infecting tomatoes in Mexico // Genome Announcements. 2013. 1 (5), e00794-13. URL: <http://genomea.asm.org/content/1/5/e00794-13.full>.

11. Li Y.Y., Wang Y., Hu J., Xiao L., Tan G.L., Lan P.X., Liu Y., Li F. The complete genome sequence, occurrence and host range of Tomato mottle mosaic virus Chinese isolate // Virology Journal. 2017. Vol. 14 (15). URL: <https://doi.org/10.1186/s12985-016-0676-2>.

12. Li Y.Y., Zhou W.P., Lu S.Q., Chen D.R., Dai J.H., Guo Q.Y., Liu Y., Li F., Tan G.L. Occurrence and biological characteristics of Tomato mottle mosaic virus on Solanaceae crops in China // Scientia Agricultura Sinica. 2020. Vol. 53 (3). P. 539–550.

13. Li X., Guo L., Guo M., Qi D., Zhou X., Li F., Wu J. Three highly sensitive monoclonal antibody-based serological assays for the detection of Tomato mottle mosaic virus // Phytopathol Res. 2021. Vol. 3. P. 23. URL: <https://doi.org/10.1186/s42483-021-00100-2>.

14. Liu Y., Li F., Li Y.Y., Zhang S.B., Gao X., Xie Y., Yan F., Zhang A.S., Dai L.Y., Cheng Z.B., Ding M., Niu Y.B., Wang S.J., Che H.Y., Jiang T., Shi X.B., He Z.F., Wu Y.F., Zhang D.Y., Qing L., Yan W.R., Yang X.H., Tang Y.F., Zheng H.Y., Tang Q.J., Zhang S.B., Zhang D.F., Cai L., Tao X.R. Identification, distribution and occurrence of

15. Luria N., Smith E., Reingold V., Bekelman I., Lapidot M., Levin I., Elad N., Tam Y., Sela N., Abu-Ras A., Ezra N., Haberman A., Yitzhak L., Lachman O. & Dombrovsky A. A New Israeli *Tobamovirus* Isolate Infects Tomato Plants Harboring Tm-2 2 Resistance Genes // PLoS ONE. 2017. P. 1–19. URL: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0170429>.

16. Maudarbaccus F., Lobin K., Vally V., Gungoo-singh-Bunwaree A., Menzel W. First report of Tomato mottle mosaic virus on tomato in Mauritius // New Disease Reports. 2021. Vol. 44 (Issue 2), e12041.

17. Moreira S.R., Eiras M., Chaves A.L.R., Galletti S.R., Colariccio A. Characterization of the Tomato mosaic virus infecting tomato in Sao Paulo State, Brazil // Fitopatologia Brasileira. 2003. Vol. 28. P. 602–607.

18. Sui X.L., Zheng Y., Li R.G., Chellappan P., Tian T.Y., Groth-Helms D., Keinath A.P., Fei Z.J., Wu Z.J., Ling K.S. Molecular and biological characterization of Tomato mottle mosaic virus and development of RT-PCR detection // Plant Disease. 2017. Vol. 101 (5). P. 704–711. URL: <https://doi.org/10.1094/pdis-10-16-1504-re>.

19. Sui X., Li R., Padmanabhan C., Ling K.-S. Molecular, serological, and biological characterization of the emerging Tomato mottle mosaic virus on tomato // Acta Hort. 2018. № 1207. P. 281–286. – V International Symposium on Tomato Diseases: Perspectives and Future Directions in Tomato Protection.

20. Tu L., Wu S., Gao D., Liu Y., Zhu Y., Ji Y. Synthesis and characterization of a full-length infectious cDNA clone of Tomato mottle mosaic virus // Viruses. 2021. 13, 1050. URL: <https://doi.org/10.3390/v13061050>.

21. Turina M., Geraats B.P.J., Ciuffo M. First report of Tomato mottle mosaic virus in tomato crops in Israel // New Disease Reports. 2016.33: 1. URL: http://www.ndrs.org.uk/pdfs/033/NDR_033001.pdf.

22. Webster C.G., Roskopf E.N., Lucas L., Meltinger H.C., Adkins S. First report of Tomato mottle mosaic virus infecting tomato in the United States // Plant Health Progress. 2014. No. October: PHP-RS-14-0023. URL: <https://doi.org/10.1094/PHP-BR-14-0023>.

23. Zhan B.-H., Cao N., Wang K.-N., Zhou X.-P. Detection and characterization of an isolate of Tomato mottle mosaic virus infecting tomato in China // Journal of Integrative Agriculture. 2018. Vol. 17 (5). P. 1207–1212. URL: [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(17\)61895-1](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(17)61895-1).

24. Zhang S., Tan G., Li F. First report of pea as a natural host of Tomato mottle mosaic virus in China // Plant Disease. 2022. Vol. 106, No. 2. P. 775.

25. Готовые обзоры рынков [Электронный ресурс]. URL: <https://businessstat.ru> (дата обращения: 15.03.2023).

26. Глобальная база данных ЕОКЗР [Электронный ресурс]. URL: <https://gd.eppo.int> (дата обращения: 15.03.2023).

27. Crop Protection Compendium [Электронный ресурс]. URL: <https://cabi.org> (дата обращения: 15.03.2023).

viruses in the main vegetables of China // Scientia Agricultura Sinica. 2019. Vol. 52 (2). P. 239–261.

15. Luria N., Smith E., Reingold V., Bekelman I., Lapidot M., Levin I., Elad N., Tam Y., Sela N., Abu-Ras A., Ezra N., Haberman A., Yitzhak L., Lachman O. & Dombrovsky A. A New Israeli *Tobamovirus* Isolate Infects Tomato Plants Harboring Tm-2 2 Resistance Genes // PLoS ONE. 2017. P. 1–19. URL: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0170429>.

16. Maudarbaccus F., Lobin K., Vally V., Gungoo-singh-Bunwaree A., Menzel W. First report of Tomato mottle mosaic virus on tomato in Mauritius // New Disease Reports. 2021. Vol. 44 (Issue 2), e12041.

17. Moreira S.R., Eiras M., Chaves A.L.R., Galletti S.R., Colariccio A. Characterization of the Tomato mosaic virus infecting tomato in Sao Paulo State, Brazil // Fitopatologia Brasileira. 2003. Vol. 28. P. 602–607.

18. Sui X.L., Zheng Y., Li R.G., Chellappan P., Tian T.Y., Groth-Helms D., Keinath A.P., Fei Z.J., Wu Z.J., Ling K.S. Molecular and biological characterization of Tomato mottle mosaic virus and development of RT-PCR detection // Plant Disease. 2017. Vol. 101 (5). P. 704–711. URL: <https://doi.org/10.1094/pdis-10-16-1504-re>.

19. Sui X., Li R., Padmanabhan C., Ling K.-S. Molecular, serological, and biological characterization of the emerging Tomato mottle mosaic virus on tomato // Acta Hort. 2018. № 1207. P. 281–286. – V International Symposium on Tomato Diseases: Perspectives and Future Directions in Tomato Protection.

20. Tu L., Wu S., Gao D., Liu Y., Zhu Y., Ji Y. Synthesis and characterization of a full-length infectious cDNA clone of Tomato mottle mosaic virus // Viruses. 2021. 13, 1050. URL: <https://doi.org/10.3390/v13061050>.

21. Turina M., Geraats B.P.J., Ciuffo M. First report of Tomato mottle mosaic virus in tomato crops in Israel // New Disease Reports. 2016.33: 1. URL: http://www.ndrs.org.uk/pdfs/033/NDR_033001.pdf.

22. Webster C.G., Roskopf E.N., Lucas L., Meltinger H.C., Adkins S. First report of Tomato mottle mosaic virus infecting tomato in the United States // Plant Health Progress. 2014. No. October: PHP-RS-14-0023. URL: <https://doi.org/10.1094/PHP-BR-14-0023>.

23. Zhan B.-H., Cao N., Wang K.-N., Zhou X.-P. Detection and characterization of an isolate of Tomato mottle mosaic virus infecting tomato in China // Journal of Integrative Agriculture. 2018. Vol. 17 (5). P. 1207–1212. URL: [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(17\)61895-1](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(17)61895-1).

24. Zhang S., Tan G., Li F. First report of pea as a natural host of Tomato mottle mosaic virus in China // Plant Disease. 2022. Vol. 106, No. 2. P. 775.

25. Ready market reviews [Electronic resource]. URL: <https://businessstat.ru> (last accessed: 15.03.2023).

26. EPPO Global Database [Electronic resource]. URL: <https://gd.eppo.int> (last accessed: 15.03.2023).

27. Crop Protection Compendium [Electronic resource]. URL: <https://cabi.org> (last accessed: 15.03.2023).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Каримова Елена Владимировна, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник, начальник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; *ORCID 0000-0001-6474-8913, e-mail: elenavkar@mail.ru.*

Шнейдер Юрий Андреевич, кандидат биологических наук, ведущий научный сотрудник, начальник научно-методического и экспериментального центра ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; *ORCID 0000-0002-7565-1241, e-mail: yury.shneyder@mail.ru.*

Приходько Юрий Николаевич, кандидат сельскохозяйственных наук, ведущий научный сотрудник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; *e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru.*

Лозовая Евгения Николаевна, научный сотрудник отдела аспирантуры ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; *e-mail: evgeniyaf@mail.ru.*

Живаева Татьяна Степановна, научный сотрудник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; *e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru.*

Башкирова Ида Геннадьевна, младший научный сотрудник, и. о. начальника научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская область, Россия; аспирант ФГАОУ ВО «РУДН», г. Москва, Россия; *ORCID 0000-0001-9014-4179, e-mail: bashkirova@mail.ru.*

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Elena Karimova, PhD in Biology, Senior Researcher, Head of Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU "VNIKR", Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; *ORCID 0000-0001-6474-8913, e-mail: elenavkar@mail.ru.*

Yuri Shneyder, PhD in Biology, Leading Researcher, Head of Research and Methodology and Experimental Center, FGBU "VNIKR", Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; *ORCID 0000-0002-7565-1241, e-mail: yury.shneyder@mail.ru.*

Yuri Prikhodko, PhD in Agriculture, Leading Researcher, Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU "VNIKR", Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; *e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru.*

Evgenia Lozovaya, Researcher of Post-Graduate Studies Department, FGBU "VNIKR", Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; *e-mail: evgeniyaf@mail.ru.*

Tatiana Zhivaeva, Researcher, Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU "VNIKR", Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; *e-mail: zhivaeva.vniikr@mail.ru.*

Ida Bashkirova, Junior Researcher, Acting Head of Research and Methodology Department of Virology and Bacteriology, FGBU "VNIKR", Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; postgraduate student of RUDN University, Moscow, Russia; *ORCID 0000-0001-9014-4179, e-mail: bashkirova@mail.ru.*

Перспективы использования радиационной дезинсекции для карантинного фитосанитарного обеззараживания

* МОРДКОВИЧ Я.Б.¹, БАРАНОВА Л.И.²

^{1,2} ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»), р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия, 140150

² e-mail: baranova_lubov@vniikr.ru

АННОТАЦИЯ

Радиационная дезинсекция испытывалась против вредителей запасов начиная с 1912 г. Впоследствии было проведено много экспериментов по изучению влияния ионизирующих излучений на насекомых. Однако практического выхода эти работы не давали из-за отсутствия достаточно мощных источников излучений.

В настоящее время предельной поглощенной дозой радиации считается 1000 Гр, что дало возможность проводить испытания данного метода с более высокими дозами облучения.

По стандартам Европейской и Средиземноморской организации по карантину и защите растений (ЕОКЗР) и Продовольственной и сельскохозяйственной организации ООН (ФАО) проводится радиационное обеззараживание плодоовощной продукции от тропических и субтропических вредителей. Но по борьбе с вредителями запасов рекомендаций нет.

Дозы облучения от 6 до 20 крад вызывают стерилизацию вредителей запасов, в том числе такого устойчивого карантинного вредителя, как капровый жук (самцы и самки). Радиационная обработка высокими дозами от 364 до 1000 Гр вызывает гибель рисового долгоносика через трое суток, а малого мучного хрущака – через временной интервал до 30 суток.

Стерилизованные вредители продолжают наносить ущерб подкарантинной продукции, так как она является кормовой базой для них. Стерилизованные, но не лишённые жизнеспособности вредители также наносят ущерб качеству подкарантинной продукции, засоряя ее личинками и шкурками и отходами жизнедеятельности.

Карантинное фитосанитарное обеззараживание от вредителей запасов требует лишения жизнеспособности карантинных объектов сразу после обработки, поэтому радиационное обеззараживание, обеспечивающее только стерилизацию, не может быть широко использовано для защиты подкарантинной продукции и подкарантинных объектов от вредителей запасов.

Prospects for the application of irradiation for stored product pest control

* YAKOV B. MORDKOVICH¹, LUBOV I. BARANOVA²

^{1,2} FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIIKR"), Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia, 140150

² e-mail: baranova_lubov@vniikr.ru

ABSTRACT

Irradiation has been tested against stored product pests since 1912. Subsequently, many experiments were carried out to study the effect of ionizing radiation on insects. However, these works did not give a practical way out due to the lack of sufficiently powerful radiation sources.

Currently, the maximum absorbed dose of radiation is 1000 Gy, which made it possible to test this method with higher radiation doses.

According to the standards of the European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) and the Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), irradiation disinfection of fruits and vegetables from tropical and subtropical pests is carried out. However, there are no recommendations for stored product pest control.

Ionizing radiation doses from 6 to 20 krad cause sterilization of stored product pests, including such a stable quarantine species as the khapra beetle (males and females). Radiation treatment with high doses from 364 to 1000 Gy causes the death of the rice weevil after three days, and the confused flour beetle – after a time interval of up to 30 days.

Sterilized pests continue to cause damage to regulated products, as it is a food base for them. Sterilized, but not devitalized, pests also damage the quality of regulated products, contaminating it with molting skins and waste products.

Quarantine phytosanitary treatments from stored product pests require their devitalization immediately after processing, therefore, irradiation, which provides only sterilization, cannot be widely used to protect regulated products and quarantine objects from stock pests.

Широкому применению данного метода мешает также его высокая затратность.

Ключевые слова. Подкарантинная продукция, рентгеновские лучи, вредители запасов, эффективность обработки.

ВВЕДЕНИЕ

Возможность обеззараживать различные продукты и материалы при помощи ионизирующих излучений уже давно привлекает внимание ученых. Первое известное применение рентгеновских лучей для борьбы с насекомыми осуществили А. Морган и П. Раннер в 1912 г. на табачном жуке *Lasioderma serricorne* F., а в 1916 г. П. Раннер показал, что рентгеновские лучи предотвращают развитие эмбрионов и молодых личинок табачного жука (Долженко, 2021).

В 1927 г. С. Мюллер сообщил о мутагенном действии рентгеновских лучей на насекомых и кратко изложил свой взгляд по поводу применения ионизирующей радиации для борьбы с ними. Он подчеркнул действие рентгеновских лучей на снижение плодовитости вида, даже если облучать только самцов (Долженко, 2021).

В дальнейшем было проведено много экспериментов по изучению влияния ионизирующих излучений на насекомых. Однако практического выхода эти работы не давали из-за отсутствия достаточно мощных источников излучений.

Бурное развитие ядерной физики и электроники позволило вновь заняться разработкой темы использования ионизирующих излучений в сельском хозяйстве.

ОБЗОРНАЯ ИНФОРМАЦИЯ

Анализ данных об объемах и номенклатуре продукции, которая обращается на территории государств – членов Евразийского экономического союза (ЕАЭС) и/или является объектом экспорта/импорта в международной торговле и для которой не разработаны стандарты применения ионизирующего излучения для обеспечения ее фитосанитарной безопасности, показателей качества и продления сроков хранения, выявил наиболее стратегически значимые виды продукции.

Наибольшие объемы производства и оборота на территории РФ и ЕАЭС выявлены для зерна: пшеницы (113,255 млн тонн), ячменя (20,526 млн тонн) и муки (14,3 млн тонн), в которой наибольший процент (80%) – пшеничная и пшенично-ржаная (Данилов и др., 2016).

В опытах Института зерна (ФГБНУ «ВНИИЗР») и РАО «РХК» установлено, что для зерна пшеницы и ячменя с использованием четырех доз гамма- и двух доз электронного облучения (β -излучения) на четырех видах насекомых-вредителей (жуки рисового долгоносика *Sitophilus oryzae* L., амбарного долгоносика *Sitophilus granarius* L., зернового

The widespread use of this method is also handicapped by its high cost.

Key words. Regulated products, X-rays, stored product pests, processing efficiency.

INTRODUCTION

The possibility to disinfect various products and materials using ionizing radiation has long attracted the attention of scientists. The first known use of X-rays for insect control was carried out by A. Morgan and P. Ranner in 1912 on the tobacco beetle *Lasioderma serricorne* F., and in 1916, P. Ranner showed that X-rays prevent the development of embryos and young larvae of the tobacco beetle (Dolzenko, 2021).

In 1927, S. Muller reported on the mutagenic effect of X-rays on insects and briefly outlined his views on the use of ionizing radiation to control them. He emphasized the effect of X-rays on reducing the fertility of the species, even if only males are irradiated (Dolzenko, 2021).

Subsequently, many experiments were carried out to study the effect of ionizing radiation on insects. However, these works did not give a practical way out due to the lack of sufficiently powerful radiation sources.

The rapid development of nuclear physics and electronics made it possible to get back to the development of the topic of the use of ionizing radiation in agriculture.

OVERVIEW

Analysis of data on the volumes and range of products that are circulated on the territory of the member states of the Eurasian Economic Union (EAEU) and/or are exported/imported in international trade and for which standards for the use of ionizing radiation have not been developed to ensure its phytosanitary safety, quality indicators and extension of shelf life, identified the most strategically significant types of products.

The largest volumes of production and turnover in the territory of the Russian Federation and the EAEU were revealed for grain: wheat (113.255 million tons), barley (20.526 million tons) and flour (14.3 million tons), in which the largest percentage (80%) is wheat and wheat-rye (Danilov et al., 2016).

In the experiments of the Institute of Grain (FGBNU “VNIIZR”) and Rusatom Healthcare, it was found that for wheat and barley grains using four doses of gamma and two doses of electron irradiation (β -radiation) on four types of insect pests (*Sitophilus oryzae* L., *Sitophilus granarius* L., *Rhyzopertha dominica* (F.), *Tribolium confusum* Duv.), the optimal range

точильщика *Rhyzopertha dominica* (F.), малого мучного хрущака *Tribolium confusum* Duv.) оптимальный диапазон доз облучения – от 150 до 1000 Гр, обеспечивающий эффективность радиационной дезинсекции без нарушения показателей качества (Закладной, 1970; Закладной, Ратанова, 1973).

Электронное облучение, иначе называемое бета-излучение (β-излучение), – это поток бета-частиц, то есть электронов. Гамма-излучение (γ-излучение) – это поток гамма-частиц, то есть фотонов. Основное отличие бета-излучения от гамма-излучения – в проникающей способности частиц.

Примечание: грей (грэй) (русское обозначение: **Гр**, международное: **Gy**) – единица поглощенной дозы ионизирующего излучения в Международной системе единиц (СИ). Поглощенная доза равна одному грею, если в результате поглощения ионизирующего излучения вещество получило 1 джоуль энергии в расчете на 1 килограмм массы.

В таблице приведены стерилизующие дозы ионизирующих излучений для основных вредителей хлебных запасов. В зависимости от дозы облучения полная гибель всех жуков рисового долгоносика наступала в промежутке от 17 до 3 суток при воздействии ионизирующего излучения в дозах от 190 Гр до 1000 Гр соответственно. За ними следуют жуки амбарного долгоносика со сроками полной гибели от 15 до 6 суток. По полученным данным, наиболее радиоустойчивыми оказались жуки зернового точильщика и малого мучного хрущака. Временные рамки отмирания имаго существенно разнятся в большую сторону от долгоносиков, но довольно близки между собой, составляя 30 и 15 суток для зернового точильщика, 26 и 18 суток для малого мучного хрущака при тех же величинах доз облучения (МСФМ № 18, 2008).

Анализ экспериментальных данных, полученных при изучении влияния различных видов излучений (гамма- и электронное) на жизнеспособность насекомых-вредителей шести видов и двух стадий развития, позволил отметить, что наибольшая биологическая эффективность из четырех изученных доз отмечена при дозе 364 Гр при гамма-облучении.

Радиочувствительность различных фаз развития насекомых-вредителей существенно различается и в ряде случаев слабо зависит от дозы облучения. Максимальные сроки полной гибели популяции наиболее радиорезистентных видов изученных насекомых-вредителей достигали 3–33 суток. При этом наименее радиорезистентные насекомые-вредители типа жука рисового долгоносика демонстрировали резкое снижение выживаемости с увеличением дозы облучения, как на гамма-установке, так и на электронном ускорителе. Полная гибель популяции происходила на 5-е сутки при 1000 Гр, а при 150 Гр – на 16-е сутки (МСФМ № 18, 2008).

В результате оценки показателей качества и безопасности облученного зерна пшеницы и ячменя было показано, что зерно пшеницы соответствовало 2-му классу по ГОСТ 9353-2016, а физико-химические показатели качества после обработки разными дозами облучения не изменялись по сравнению с контрольным вариантом (до облучения). Зерно ячменя

of irradiation doses is from 150 to 1000 Gy, which ensures the effectiveness of irradiation without violating quality indicators (Zakladnoy, 1970; Zakladnoy, Ratanova, 1973).

Electron irradiation, otherwise called beta radiation (β radiation), is a stream of beta particles, i. e., electrons. Gamma radiation (γ radiation) is a stream of gamma particles, i. e., photons. The main difference between beta radiation and gamma radiation is the penetrating ability of particles.

Note: gray (international designation: **Gy**) is a unit of absorbed dose of ionizing radiation in the International System of Units (SI). The absorbed dose is equal to one gray if, as a result of the absorption of ionizing radiation, the substance received 1 joule of energy per 1 kilogram of mass.

The table shows the sterilizing doses of ionizing radiation for the main pests of grain storages. Depending on the dose of radiation, the complete death of all *Sitophilus oryzae* occurred in the interval from 17 to 3 days when exposed to ionizing radiation in doses from 190 Gy to 1000 Gy, respectively. They are followed by *Sitophilus granarius* with terms of complete death from 15 to 6 days. According to the data obtained, *Rhyzopertha dominica* and *Tribolium confusum* turned out to be the most radio-resistant. The time frames for the death of adults differ significantly upwards from weevils, but are quite close to each other, amounting to 30 and 15 days for the grain grinder, 26 and 18 days for the small flour beetle at the same values of ionizing radiation doses (ISPM No. 18, 2008).

Analysis of the experimental data obtained during the study of the effect of various types of radiation (gamma and electronic) on the viability of insect pests of six species and two stages of development, made it possible to note that the highest biological effectiveness of the four studied doses was noted at a dose of 364 Gy during gamma irradiation.

The radiosensitivity of different phases of the development of insect pests differs significantly and, in some cases, weakly depends on the radiation dose. The maximum terms for the complete death of the population of the most radioresistant species of the studied insect pests reached 3–33 days. At the same time, the least radioresistant insect pests, such as the rice weevil beetle, showed a sharp decrease in survival rate with an increase in the radiation dose, both at the gamma installation and at the electron accelerator. The complete death of the population occurred on the 5th day at 1000 Gy, and at 150 Gy – on the 16th day (ISPM No. 18, 2008).

As a result of assessing the quality and safety indicators of irradiated wheat and barley grain, it was shown that the wheat grain corresponded to the 2nd class according to GOST 9353-2016, and the physico-chemical quality indicators after treatment with different doses of irradiation did not change compared to the control variant (before irradiation). Barley grain in terms of physical and chemical quality indicators corresponded to grain for barley supplied for food purposes in accordance with GOST 28672-90. After

Таблица. Стерилизующие дозы ионизирующих излучений для основных вредителей хлебных запасов (Закладной, Ратанова, 1973)
Table. Sterilizing doses of ionizing radiation for the main pests of grain storages (Zakladnoy, Ratanova, 1973)

Вид вредителя	Pest species	Дозы, крад Doses, krad
Капровый жук (самки)	<i>Trogoderma granarium</i> (females)	6
Короткоусый мукоед	<i>Laetophloeus ferrugineus</i>	6
Большой мучной хрущак	<i>Tenebrio molitor</i>	8
Рисовый долгоносик	<i>Sitophilus oryzae</i>	10
Амбарный долгоносик	<i>Sitophilus granarius</i>	11
Малый мучной хрущак	<i>Tribolium confusum</i>	11
Зерновой точильщик	<i>Rhyzopertha dominica</i>	14
Капровый жук (самцы)	<i>Trogoderma granarium</i> (males)	16
Мельничная огневка	<i>Ephestia kuehniella</i>	16
Суринамский мукоед	<i>Oryzaephilus surinamensis</i>	18
Фасолевая зерновка	<i>Acanthoscelides obtectus</i>	20

Примечание: единицей измерения поглощенной дозы является рад. Рад определяется как доза поглощения любого ионизирующего излучения, которая сопровождается выделением 100 эрг энергии в 1 г поглощающего материала (1 рад = 100 эрг/г). Производная единица поглощенной дозы – килорад (крад) = 10^3 рад.

Note: The unit of absorbed dose is the rad. Rad is defined as the dose of absorption of any ionizing radiation that is accompanied by the release of 100 erg of energy in 1 g of absorbing material (1 rad = 100 erg/g). The derived unit of absorbed dose is kilorad (krad) = 10^3 rad.

по физико-химическим показателям качества соответствовало зерну для поставляемого ячменя на продовольственные цели в соответствии с ГОСТ 28672-90. После облучения зерно ячменя снижало способность к прорастанию.

Таким образом, радиационная дезинсекция гарантирует стерилизацию вредителей, а при высоких дозах радиации (1000 Гр) – их отмирание в течение от 3 до 30 суток у разных видов вредителей запасов.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

После стерилизации карантинные вредные организмы остаются жизнеспособными и могут нанести ущерб подкарантинной продукции и подкарантинным объектам, так как продолжают питаться ею и засорять ее отходами своей жизнедеятельности.

Решением Совета Евразийской экономической комиссии от 30 ноября 2016 г. № 157 утверждены Единые карантинные фитосанитарные требования, предъявляемые к подкарантинной продукции и подкарантинным объектам на таможенной границе и на таможенной территории Евразийского экономического союза, пунктом 4 которых установлено, что ввоз на таможенную территорию союза и перемещение по таможенной территории союза подкарантинной продукции, зараженной карантинными объектами, включенными в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС, запрещаются. Это означает, что стерилизация карантинных вредных организмов не является достаточной фитосанитарной мерой, так как не обеспечивает соответствие подкарантинной продукции и подкарантинных объектов карантинным фитосанитарным требованиям.

irradiation, barley grain reduced the ability to germinate.

Thus, irradiation guarantees the sterilization of insect pests, and at high doses of radiation (1000 Gy) – their death within 3 to 30 days in different types of stored product pests.

CONCLUSION

After sterilization, quarantine pests remain viable and can cause damage to regulated products and regulated objects, as they continue to feed on and contaminate them with their waste products.

Decision of the Council of the Eurasian Economic Commission dated November 30, 2016 No. 157 approved the Common Quarantine Phytosanitary Requirements for Quarantine Products and Quarantine Objects at the Customs Border and on the Customs Territory of the Eurasian Economic Union, paragraph 4 of which establishes that the import into the customs territory of the Union and movement in the customs territory of the Union, regulated products contaminated with quarantine pests included in the Common List of Quarantine Pests of the EAEU are prohibited. This means that sterilization of quarantine pests is not a sufficient phytosanitary measure, since it does not ensure compliance of regulated products and regulated objects with quarantine phytosanitary requirements.

In addition, irradiation requires significant financial costs to ensure processing technology and safety precautions.

Кроме того, радиационная дезинсекция требует значительных финансовых затрат на обеспечение технологии обработки и техники безопасности.

Так, гамма-установка, построенная в США, финансировалась Комиссией по атомной энергии США и Специальным фондом ООН (Закладной, 1970).

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Данилов П.В., Жиганов К.В., Пронин А.В. Использование ионизирующих излучений в промышленности, медицине и других областях // Молодой ученый. 2016. № 23 (127). С. 40–44.

2. Долженко В.И. Повысить фитосанитарную безопасность Российской Федерации // Защита и карантин растений. 2021. № 2. С. 4–7.

3. Закладной Г.А. Меры борьбы с вредителями зерна и продуктов его переработки за рубежом. М.: ЦНИИТЕИ Мингаза СССР, 1970, 48 с.

4. Закладной Г.А., Ратанова В.Ф. Вредители хлебных запасов и меры борьбы с ними. М.: Колос, 1973, 277 с.

5. Международный стандарт по фитосанитарным мерам МСФМ № 18 «Руководство по использованию облучения в качестве фитосанитарной меры», 2008, 25 с.

6. Решение Совета Евразийской экономической комиссии от 30 ноября 2016 г. № 157 «Об утверждении Единых карантинных фитосанитарных требований, предъявляемых к подкарантинной продукции и подкарантинным объектам на таможенной границе и на таможенной территории Евразийского экономического союза», п. 4.

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Мордкович Яков Борисович, ведущий научный сотрудник отдела обеззараживания ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия.

Баранова Любовь Ивановна, специалист учебно-методического отдела ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. о. Раменский, Московская обл., Россия; e-mail: baranova_lubov@vniikr.ru.

Thus, a gamma-ray facility built in the USA was financed by the US Atomic Energy Commission and the UN Special Fund (Zakladnoy, 1970).

REFERENCES

1. Danilov P.V., Zhiganov K.V., Pronin A.V. The use of ionizing radiation in industry, medicine and other areas [Ispol'zovaniye ioniziruyushchikh izlucheniye v promyshlennosti, meditsine i drugikh oblastiakh] // Young scientist. 2016. No. 23 (127). P. 40–44. (In Russ.)

2. Dolzhenko V.I. To increase the phytosanitary safety of the Russian Federation [Povysit fitosanitarnuyu bezopasnost Rossiyskoy Federatsii] // Plant Health and Quarantine. 2021. No. 2. P. 4–7. (In Russ.)

3. Zakladnoy G.A. Measures to combat pests of grain and products of its processing abroad [Mery borby s vreditelyami zerna i produktov yego pererabotki za rubezhom]. M.: TsNIITEI Mingaz USSR, 1970, 48 p. (In Russ.)

4. Zakladnoy G.A., Ratanova V.F. Pests of grain storages and measures to control them [Vrediteli khlebnykh zapasov i mery bor'by s nimi]. Moscow: Kolos, 1973, 277 p. (In Russ.)

5. International Standard for Phytosanitary Measures ISPM No. 18 “Guidelines for the use of irradiation as a phytosanitary measure”, 2008, 25 p.

6. Decision of the Council of the Eurasian Economic Commission dated November 30, 2016 No. 157 “On approval of the Common quarantine phytosanitary requirements for regulated products and regulated objects at the customs border and on the customs territory of the Eurasian Economic Union”, paragraph 4.

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Yakov Mordkovich, Leading Researcher, Treatment Department, FGBU “VNIIKR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia.

Lubov Baranova, Specialist, Education and Methodology Department, FGBU “VNIIKR”, Bykovo, Urban district Ramensky, Moscow Oblast, Russia; e-mail: baranova_lubov@vniikr.ru.

Здесь может быть ваша статья!

Журнал «Фитосанитария. Карантин растений» приглашает авторов для публикации своих научных работ

Редакция журнала «Фитосанитария. Карантин растений» рада предложить вам возможность публикации ваших статей на страницах журнала. Наша цель – привлечение внимания к наиболее актуальным проблемам карантина растений специалистов сельского хозяйства и всех заинтересованных в этом людей.

В журнале рассматриваются основные направления развития науки и передового опыта в области карантина и защиты растений, публикуется важная информация о новых методах и средствах, применяемых как в России, так и за рубежом, а также о фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации.

Мы доносим до широкого круга читателей объективную научно-просветительскую и аналитическую информацию: мнения ведущих специалистов по наиболее принципиальным вопросам карантина растений, данные о значимых новейших зарубежных и отечественных исследованиях, материалы тематических конференций.

Редакция журнала «Фитосанитария. Карантин растений» приглашает к сотрудничеству как выдающихся деятелей науки, так и молодых ученых, специалистов-практиков, работающих в области фитосанитарии, для обмена опытом, обеспечения устойчивого фитосанитарного благополучия и для новых научных дискуссий.

ЗАДАЧИ ЖУРНАЛА

- Изучение основных тенденций развития науки в области карантина растений
- Анализ широкого круга передовых технологий в области мониторинга и лабораторных исследований по карантину растений
- Обсуждение актуальных вопросов карантина растений

ОБЩИЕ ТРЕБОВАНИЯ К ПРЕДОСТАВЛЯЕМЫМ СТАТЬЯМ

К публикации принимаются статьи на двух языках: русском и английском, содержащие результаты собственных научных исследований, объемом до 15 страниц, но не менее 3 (при одинарном интервале и размере шрифта 12). Оптимальный объем статьи – от 1500 слов. Статьи большего объема могут быть приняты по согласованию с редакцией журнала.

СТРУКТУРА ПРЕДОСТАВЛЯЕМОЙ СТАТЬИ*

1. УДК, название статьи.
2. Инициалы, фамилия автора.
3. Место работы автора, город, страна, ORCID ID, адрес электронной почты.
4. Аннотация (краткое точное изложение содержания статьи, включающее фактические сведения и выводы описываемой работы): 200–250 слов, но не более 2000 знаков с пробелами.
5. Ключевые слова (5–10 слов, словосочетаний), наиболее точно отображающие специфику статьи.
6. Введение.
7. Материалы и методы.
8. Результаты и обсуждения.
9. Выводы/заключение.
10. Список литературы (т. е. список всей использованной литературы, ссылки на которую даются в самом тексте статьи): правила составления направляются автору по запросу.
11. Информация об авторах: приводится полная информация о каждом из авторов (место работы, город, страна, ORCID ID, адрес электронной почты).
12. Иллюстративные материалы (фотографии, рисунки) допускаются хорошей контрастности, с разрешением не ниже 300 точек на дюйм (300 dpi), оригиналы прикладываются к статье отдельными файлами в формате .tiff или .jpeg (иллюстрации, не соответствующие требованиям, будут исключены из статей, поскольку достойное их воспроизведение типографским способом невозможно). Необходимо указать авторство каждой фотографии (Ф. И. О. фотографа или ссылку).
13. В редакцию необходимо предоставить две рецензии на статью («внешнюю» и «внутреннюю»).

** В таком же порядке и структуре предоставляется англоязычный перевод статьи.*

Работа должна быть предоставлена в редакторе WORD, формат DOC, шрифт Times New Roman, размер шрифта – 12, межстрочный интервал – одинарный, размер полей – по 2 см, отступ в начале абзаца – 1 см, форматирование по ширине. Рисунки, таблицы, схемы, графики и пр. должны быть обязательно пронумерованы, иметь источники и помещаться на печатном поле страницы. Название таблицы – над таблицей; название рисунка/графика – под рисунком/графиком.

БОЛЕЕ ПОДРОБНЫЕ УСЛОВИЯ ПУБЛИКАЦИИ СТАТЕЙ ВЫ МОЖЕТЕ УЗНАТЬ В НАШЕЙ РЕДАКЦИИ:

Адрес: 140150, Россия, Московская область, г. о. Раменский, р. п. Быково, ул. Пограничная, д. 32
Контактное лицо: Зиновьева Светлана Георгиевна
Телефон: 8 (499) 707-22-27, e-mail: zinoveva-s@mail.ru

Федеральное государственное бюджетное учреждение «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»)



– Научное и методическое обеспечение деятельности Россельхознадзора, его территориальных управлений и подведомственных ему учреждений в сфере карантина и защиты растений

– Установление карантинного фитосанитарного состояния подкарантинных материалов и территории Российской Федерации путем проведения лабораторных экспертиз и мониторингов

– Научное сотрудничество с национальными и международными организациями в области карантина растений

- Ведущее учреждение в Российской Федерации по синтезу и применению феромонов для выявления карантинных и некарантинных вредителей и борьбы с ними
- ФГБУ «ВНИИКР» – партнер международной программы по координации научных исследований в области карантина растений EUPHRESKO II (European Phytosanitary REsearch COordination)
- В ФГБУ «ВНИИКР» создан и действует Технический комитет по стандартизации ТК 42 «Карантин и защита растений»
- Ведущее научно-методическое учреждение в составе Координационного совета по карантину растений государств – участников СНГ
- 17 филиалов на территории Российской Федерации
- Головное научно-методическое учреждение по реализации Плана первоочередных мероприятий, направленных на гармонизацию карантинных фитосанитарных мер государств – членов Таможенного союза

140150, Россия,
Московская область,
г. о. Раменский, р. п. Быково,
ул. Пограничная, д. 32

Тел./факс:
8 (499) 707-22-27

e-mail: office@vniikr.ru
<http://www.vniikr.ru>