



Вирус некроза
побегов хризантемы

16

Фитопатогены
семян тыквенных

24

Полевой скрининг
коричнево-мраморного
клопа

49

К юбилею
карантинной службы
России

60

ФИТОСАНИТАРИЯ. КАРАНТИН РАСТЕНИЙ

PLANT HEALTH AND QUARANTINE

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

Русско-английский научный журнал

Декабрь № 4 (8) 2021

СТАТЬЯ НОМЕРА:

Коварные гвоздичные –
засорители зерновой продукции 2

Вредители лесов Иркутской
области

37

Редакционная коллегия

Editorial board

ГЛАВНЫЙ РЕДАКТОР:

Е.И. НАЗИН, директор ФГБУ «ВНИИР»

ШЕФ-РЕДАКТОР:

В.В. ОЛЕШКЕВИЧ, кандидат филологических наук

РЕДАКЦИОННАЯ КОЛЛЕГИЯ ЖУРНАЛА

Ю.А. ШВАБАУСКЕНЕ – заместитель Руководителя Россельхознадзора
Н.Н. СОЛОВЬЕВА – начальник Управления фитосанитарного надзора и семенного контроля Россельхознадзора, кандидат биологических наук
А.Д. ОРЛИНСКИЙ – научный советник ЕОКЗР, доктор биологических наук

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

А.В. КОЧЕТОВ – директор ФГБНУ «ФИЦ Институт цитологии и генетики СО РАН», член-корреспондент РАН, профессор РАН, доктор биологических наук

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

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

Н.В. АЛЕЙНИКОВА – заместитель директора по научно-организационной работе ФГБНУ «Магарач» РАН, доктор сельскохозяйственных наук

А.В. ХЮТТИ – заведующий сектором «Грибных, вирусных, микоплазменных и нематодных болезней картофеля и овощных культур» ФГБНУ «ВНИИЗР», кандидат биологических наук

И.Т. БАЛАШОВА – главный научный сотрудник лаборатории новых технологий ФГБНУ «Федеральный научный центр овощеводства», доктор биологических наук

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

А.И. УСКОВ – заведующий отделом биотехнологии и иммунодиагностики ФГБНУ ВНИИХ им. А.Г. Лорха, доктор сельскохозяйственных наук

М.М. АБАСОВ – начальник Центра развития и внедрения инновационных методов защиты растений ФГБУ «ВНИИР», доктор биологических наук

Н.А. ШЕРОКОЛАВА – главный эксперт ФГБУ «ВНИИР»

К.П. КОРНЕВ – заместитель директора ФГБУ «ВНИИР», кандидат биологических наук

О.Б. ДОБРОВОЛЬСКАЯ – и. о. заместителя директора ФГБУ «ВНИИР», доктор биологических наук

Ю.А. ШНЕЙДЕР – начальник научно-методического и экспериментального центра ФГБУ «ВНИИР», кандидат биологических наук

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

РЕДАКЦИЯ

В.В. ЧЕРЕПАНОВА – редактор-корректор

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

Е.М. ВОЛКОВА – заведующая лабораторией сорных растений ФГБУ «ВНИИР», кандидат биологических наук

О.Г. ВОЛКОВ – начальник отдела биометода ФГБУ «ВНИИР»

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

О.А. КУЛИНИЧ – начальник отдела лесного карантина ФГБУ «ВНИИР», доктор биологических наук

М.Б. КОПИНА – начальник научно-методического отдела микологии и гельминтологии ФГБУ «ВНИИР», кандидат сельскохозяйственных наук

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

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

В.С. КУЧЕРЯВЫХ – переводчик, кандидат филологических наук

CHIEF EDITOR:

E.I. NAZIN, Director of FGBU “VNIIR”

MANAGING EDITOR:

V.V. OLESHKEVICH, PhD in Philology

EDITORIAL BOARD

YU.A. SHVABAUSKENE – Deputy Head of Rosselkhoznadzor

N.N. SOLOVYOVA – Head of the Directorate for Phytosanitary Surveillance and Seed Control of Rosselkhoznadzor, PhD in Biology

A.D. ORLINSKI – EPPO Scientific Advisor, Doctor of Advanced Studies in Biological Sciences

A.S. SHAMILOV – FAO Agricultural Officer, Deputy Head of the Standards Setting Unit of IPPC Secretariat, PhD in Biology

A.V. KOCHETOV – Director of FGBNU “Federal Research Center Institute of Cytology and Genetics SB RAS”, Corresponding Member of the RAS, Professor of the RAS, Doctor of Advanced Studies in Biological Sciences

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

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

N.V. ALEINIKOVA – Deputy Director for Scientific and Organizational Work of the FGBNU “Magarach” of the Russian Academy of Sciences, Doctor of Advanced Studies in Agricultural Sciences

A.V. KHIUTTI – Head of the Group for Potato and Vegetable Crop Fungal, Viral, Mycoplasma and Nematode Diseases of FGBNU “VNIIZR”, PhD in Biology

I.T. BALASHOVA – Chief Researcher of the Laboratory of New Technologies of FGBNU “Federal Scientific Center of Vegetable Growing”, Doctor of Advanced Studies in Biological Sciences

F.S. DZHALILOV – Head of the Plant Protection Laboratory of the RSAU – MAA n. a. K.A. Timiryazev, Professor, Doctor of Advanced Studies in Biological Sciences

A.I. USKOV – Head of the Biotechnology and Immunodiagnostics Department of FGBNU “Lorch Potato Research Institute”, Doctor of Advanced Studies in Agricultural Sciences

M.M. ABASOV – Head of the Center for Development and Implementation of Innovative Methods of Plant Protection of FGBU “VNIIR”, Doctor of Advanced Studies in Biological Sciences

N.A. SHEROKOLAVA – Chief Expert of FGBU “VNIIR”

K.P. KORNEV – Deputy Director of FGBU “VNIIR”, PhD in Biology

O.B. DOBROVOLSKAYA – Acting Deputy Director, FGBU “VNIIR”, Doctor of Biology

YU.A. SHNEYDER – Head of Research and Methodology and Experimental Center, FGBU “VNIIR”, PhD in Biology

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

EDITORSHIP

V.V. CHEREPANOVA – Copy Editor

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

E.M. VOLKOVA – Head of the Laboratory of Weed Plants of FGBU “VNIIR”, PhD in Biology

O.G. VOLKOV – Head of the Biomethod Department of FGBU “VNIIR”

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

O.A. KULINICH – Head of the Forest Quarantine Department of FGBU “VNIIR”, Doctor of Advanced Studies in Biological Sciences

M.B. KOPINA – Head of the Research and Methodology Department for Mycology and Helminthology, PhD in Agriculture

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

S.V. SUDARIKOVA – Senior Researcher of the Helminthology Laboratory of the Testing Laboratory Center of FGBU “VNIIR”

V.S. KUCHERYAVYKH – Translator, PhD in Philology

Содержание | Content

НАУЧНЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ

Сорные растения семейства Caryophyllaceae как засорители зерновой продукции

Ю.В. ОРЛОВА, Ю.Ю. КУЛАКОВА,
Е.А. СУХОЛОЗОВА, Е.В. РАЗУМОВА

Вирус некроза побегов хризантемы (Chrysanthemum stem necrosis virus): распространенность, биология, методы диагностики

О.Н. КОРНИЛАЕВА, О.О. БЕЛОШАПКИНА,
Ю.Н. ПРИХОДЬКО

Анализ фитопатогенов, связанных с семенами тыквенных культур

О.Ю. СЛОВАРЕВА, Г.Н. БОНДАРЕНКО

Карантинные и другие вредители, выявленные в лесах Иркутской области

В.Ф. КОБЗАРЬ, Н.И. КОЛЕСОВА, А.А. ПЕТРИК

ПОЛЕВЫЕ ИСПЫТАНИЯ

Отлов коричнево-мраморного клопа с помощью феромонных ловушек производства ФГБУ «ВНИИКР» в условиях субтропического и умеренно континентального климата

Е.В. СИНИЦЫНА, Г. ВЕТЕК, Е. СЗИТА, Х. КОВАЧ,
К. ХАРИ, В. КИСС, В.Э. ГЛЕБОВ, Н.З. ФЕДОСЕЕВ,
Я.Э. РАДИОНОВСКАЯ, Т.С. РЫБАРЕВА

ИСТОРИЯ НАУКИ

90 лет карантинной службе России

Я.Б. МОРДКОВИЧ

SCIENTIFIC RESEARCH

Caryophyllaceae weed plants as contaminators of grain products

YU.V. ORLOVA, YU.YU. KULAKOVA,
E.A. SUKHOLOZOVA, E.V. RAZUMOVA

Chrysanthemum stem necrosis virus: area, biology, diagnosis methods

O.N. KORNILAEVA, O.O. BELOSHAPKINA,
YU.N. PRIKHODKO

Analysis of phytopathogens associated with Cucurbitaceae seeds

O.YU. SLOVAREVA, G.N. BONDARENKO

Quarantine and other pests detected in the forests of Irkutsk Oblast

V.F. KOBZAR, N.I. KOLESOVA, A.A. PETRIK

FIELD TESTS

Collecting brown marmorated stink bugs with pheromone traps produced by FGBU "VNIICR" in a subtropical and temperate continental climate

E.V. SINITSYNA, G. VÉTEK, E. SZITA, H. KOVACS,
K. HARI, B. KISS, V.E. GLEBOV, N.Z. FEDOSEEV,
YA.E. RADIONOVSKAYA, T.S. RYBAREVA

HISTORY OF SCIENCE

90 years of the plant quarantine service of Russia

YA.B. MORDKOVICH

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: *Stellaria holostea* L. (звездчатка жестколистная)
Автор фото: Кулаков В.Г.
Дизайн и верстка: Мария Бондарь
Учредитель: ФГБУ «ВНИИКР», 140150, Московская область, г. Раменское, 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 «Полиграфический комплекс»
123298, г. Москва, ул. 3-я Хорошевская, дом 18, корпус 1
Тираж 3000 экз.
Подписано в печать: 16.12.2021
Дата выхода в свет: 25.12.2021

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: *Stellaria holostea* L. (Easter-bell starwort)
Photo by Kulakov V.G.
Design & Composition: Mariya Bondar
Establisher: FGBU VNIICR, 140150, Moskovskaya oblast, Ramenskoye, 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:
ООО "Poligrafichesky kompleks",
123298, ul. 3-ya Khoroshevskaya, 18, build. 1
Circulation: 3000 copies
Approved for print: 16/12/2021
Issue date: 25/12/2021

Сорные растения семейства Caryophyllaceae как засорители зерновой продукции

Ю.В. ОРЛОВА¹, Ю.Ю. КУЛАКОВА²,
Е.А. СУХОЛОЗОВА³, Е.В. РАЗУМОВА⁴

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

³ Пензенский филиал ФГБУ «ВНИИКР», г. Пенза, Россия

⁴ Воронежский филиал ФГБУ «ВНИИКР», г. Воронеж, Россия

¹ ORCID ID 0000-0002-3330-6976, e-mail: orl-jul@mail.ru

² ORCID ID 0000-0002-9973-7584, e-mail: thymus73@mail.ru

³ ORCID ID 0000-0003-1272-4586, e-mail: E_kobozeva@mail.ru

⁴ ORCID ID 0000-0003-2485-6439, e-mail: erazumova18@mail.ru

АННОТАЦИЯ

Растения и продукция растительного происхождения подлежат фитосанитарному контролю при экспорте. Данная мера необходима для подтверждения, что продукция соответствует карантинным фитосанитарным требованиям страны-импортера. Это в полной мере относится к поставкам за рубеж российского зерна, объемы которых резко возросли в последнее время. Авторами проанализированы карантинные перечни и требования 53 стран мира в отношении растений семейства Caryophyllaceae. Проведен анализ засоренности образцов зерна, поступавших в карантинные лаборатории в 2016–2020 гг. Представители семейства Гвоздичные регулярно выявляются в российской продукции АПК: пшенице, ячмене, овсе, гречихе, рапсе, подсолнечнике, рыжике, горчице, чечевице, горохе, сое, кориандре, льне, кормовых и газонных травах. Представлен объем экспорта зерна за 2017–2020 гг. для понимания возможных рисков. Так, исследованию подлежат более 20 млн т подкарантинной экспортной продукции в год.

Показано распространение сорных гвоздичных на территории РФ. Эти растения являются природными видами нашей флоры, которые повсеместно, широко или локально распространены на территории страны. Для каждого вида составлены оригинальные карты-схемы распространения, на основе которых выявлены свободные зоны. Установлено, что из присутствующих на территории России сорных гвоздичных в продукции встречаются семена *Silene vulgaris*, *Silene alba*, *Agrostemma githago*, *Stellaria media*, *Silene dichotoma*, *Silene noctiflora*, *Silene nutans*, *Spergula arvensis*, *Cerastium arvense*. Полученные данные будут востребованы в области фитосанитарии.

Caryophyllaceae weed plants as contaminators of grain products

YU.V. ORLOVA¹, YU.YU. KULAKOVA²,
E.A. SUKHOLOZOVA³, E.V. RAZUMOVA⁴

^{1,2} FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIICR"), Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia

³ Penza Branch of FGBU "VNIICR", Penza, Russia

⁴ Voronezh Branch of FGBU "VNIICR", Voronezh, Russia

¹ ORCID ID 0000-0002-3330-6976, e-mail: orl-jul@mail.ru

² ORCID ID 0000-0002-9973-7584, e-mail: thymus73@mail.ru

³ ORCID ID 0000-0003-1272-4586, e-mail: E_kobozeva@mail.ru

⁴ ORCID ID 0000-0003-2485-6439, e-mail: erazumova18@mail.ru

ABSTRACT

Plants and products of plant origin are subject to phytosanitary control during export. This measure is necessary to confirm that the product meets the quarantine phytosanitary requirements of the importing country. This fully applies to the supply of Russian grain abroad, the volumes of which have sharply increased recently. The authors analyzed quarantine lists and requirements of 53 countries in relation to Caryophyllaceae family plants. The grain samples contamination received by plant quarantine laboratories in 2016–2020 was studied. Representatives of Caryophyllaceae family are regularly detected in Russian agricultural products: wheat, barley, oats, buckwheat, rapeseed, sunflower, camelina, mustard, lentils, peas, soybeans, coriander, flax, fodder and lawn grass. The volume of grain exports for 2017–2020 is presented to evaluate possible risks. Thus, more than 20 million tons of regulated export products per year are subject to research.

The spread of Caryophyllaceae weeds in the Russian Federation is shown. These plants are endemic species of Russian flora, which are ubiquitous, widespread or locally spread throughout the country. For each species, original maps of spread were compiled, on the basis of which free areas were identified. It was found that among Caryophyllaceae weeds present in Russia, seeds *Silene vulgaris*, *Silene alba*, *Agrostemma githago*, *Stellaria media*, *Silene dichotoma*, *Silene noctiflora*, *Silene nutans*, *Spergula arvensis*, *Cerastium arvense* are found in the products. The obtained data will be in demand in the field of phytosanitary.

Ключевые слова. *Silene*, *Stellaria*, *Agrostemma githago*, фитосанитарные требования, экспорт зерна, карантин растений.

Key words. *Silene*, *Stellaria*, *Agrostemma githago*, phytosanitary requirements, grain export, plant quarantine.

ВВЕДЕНИЕ



начительные объемы экспорта российской пшеницы и других зерновых культур более чем в 120 стран мира создают необходимость в выполнении фитосанитарных требований стран-импортеров (Гребенников и др., 2020; Национальный доклад, 2020). Карантинные перечни и требо-

вания этих стран содержат различные вредные организмы, в том числе сорные растения семейства Гвоздичные (Caryophyllaceae Juss.).

Семейство Caryophyllaceae до сих пор является популярным объектом исследования систематиков, эволюционных биологов, карпологов. В последнее время развитие молекулярно-филогенетических методов придало новый виток этим исследованиям и позволило выявить новые данные, в результате чего была окончательно пересмотрена таксономическая концепция семейства (Hernández-Ledesma et al., 2015; Greenberg et al., 2011; Madhani et al., 2018). Так, деление семейства Caryophyllaceae на 3 подсемейства считается устаревшим и предлагается подразделять его на 10 крупных клад или триб (Smissen et al., 2002; Fior et al., 2006; Harbaugh et al., 2010).

Одновременно с этим и на фоне совершенствования сравнительно-морфологических методов и выявления новых систематически значимых признаков происходят таксономические реконструкции на уровне родов и отдельных видов (Девятков и др., 2002; Сухоруков, 2014). Все это привело к общей путанице в названиях таксонов, большому числу избыточных синонимов, что, безусловно, не могло не отразиться на международной фитосанитарной практике и ряде важнейших документов (карантинные перечни стран, фитосанитарные требования и др.). Настоящим процессом затрудняется принятие конкретных фитосанитарных решений специалистами, работающими в области карантина растений, и работа исследовательских лабораторий по выявлению и идентификации тех или иных видов Caryophyllaceae. В связи с этим целью нашей работы было выявление сорных гвоздичных, регулируемых фитосанитарными требованиями стран-импортеров, и оценка их таксономической принадлежности, присутствия в отечественной зерновой продукции и распространения на территории России.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Оценку таксономического состава регулируемых гвоздичных проводили на основании анализа документов, которые приняты странами – импортерами российской подкарантинной продукции, а также устанавливают фитосанитарные требования

INTRODUCTION



significant export volumes of Russian wheat and other grain crops to more than 120 countries create the need to meet the phytosanitary requirements of importing countries (Grebennikov et al., 2020; National Report, 2020). The quarantine lists and requirements of these countries contain various pests, including Caryophyllaceae Juss. weeds.

Caryophyllaceae family is still a popular object of study for taxonomists, evolutionary biologists, and carpalogists. Recently, the development of molecular phylogenetic methods has given a new round to these studies and made it possible to reveal new data, as a result of which the taxonomic concept of the family was finally revised (Hernández-Ledesma et al., 2015; Greenberg et al., 2011; Madhani et al., 2018). Thus, the division of the Caryophyllaceae family into 3 subfamilies is considered obsolete and it is proposed to subdivide it into 10 large clades or tribes (Smissen et al., 2002; Fior et al., 2006; Harbaugh et al., 2010).

At the same time, with the improvement of comparative morphological methods and the identification of new systematically significant characters, taxonomic reconstructions take place at the level of genera and individual species (Devyatov et al., 2002; Sukhorukov, 2014). All this led to a general confusion in taxa names, a large number of redundant synonyms, which, of course, could not but affect international phytosanitary practice and a number of important documents (quarantine lists of countries, phytosanitary requirements, etc.). This process makes it difficult to make specific phytosanitary decisions by specialists working in the field of plant quarantine, and the work of research laboratories to detect and identify certain Caryophyllaceae species. In this regard, the purpose of our work was to identify Caryophyllaceae weeds regulated by the phytosanitary requirements of importing countries, and to assess their taxonomic affiliation, presence in domestic grain products and spread in Russia.

MATERIALS AND METHODS

The assessment of the taxonomic composition of regulated Caryophyllaceae was carried out on the basis of an analysis of documents that were adopted by the importing countries of Russian regulated products, and also establish phytosanitary requirements and restrictions posted on the website of the International Plant Protection Convention (<https://www.ippc.int/en/countries>) and on the Rosselkhoznadzor website (<http://www.fsvps.ru/fsvps/importExport>).

и ограничения, размещенные на сайте Международной конвенции по карантину и защите растений (<https://www.ippc.int/en/countries>) и на сайте Россельхознадзора (<http://www.fsvps.ru/fsvps/importExport>).

Оценка объемов экспорта подкарантинной продукции с риском засорения регулируруемыми видами семейства Гвоздичные в страны-импортеры производилась на основании статистических данных Федеральной таможенной службы АСД «Доступ-ТСВТ» за 2017–2020 (I квартал) гг. (<http://stat.customs.ru>).

Информация о распространении сорных видов растений на территории России получена из открытых баз данных Глобального информационного фонда по биоразнообразию (<https://www.gbif.org>) и Агроэкологического атласа России и сопредельных стран (<http://www.agroatlas.ru>), а также собственных полевых наблюдений и современных флористических сводок (Губанов и др., 2003; Лазков, 2006; Конспект, 2012а-в; Маевский, 2014; Флора, 1993; Флора, 2004; Флора, 2018). Для построения векторных карт зон распространения видов использовался программный пакет географической информационной системы QGIS 3.12.3.

Мониторинг встречаемости семян сорных растений данного семейства в зерновой продукции проведен по отчетам испытательных лабораторий ФГБУ «ВНИИКР» за период 2016–2020 гг.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Анализ фитосанитарных требований стран-импортеров показал, что 11 стран (Армения, Бразилия, Венесуэла, Йемен, Египет, Колумбия, Ливан, Мексика, Мозамбик, Перу и Таиланд) регулируют ввоз подкарантинной зерновой продукции, устанавливая ограничительные требования в отношении растений семейства Caryophyllaceae (табл. 1). Выявлено, что регулируемые гвоздичные принадлежат к различным таксономическим рангам. К таксонам родового уровня относятся *Stellaria* L., *Saponaria* L., *Silene* L., *Gypsophila* L., *Vaccaria* N.M. Wolf. Также в требованиях указаны отдельные виды: *Stellaria media* (L.) Vill., *Spergula arvensis* L., *Silene alba* (Miller) E.H.L. Krause, *Silene noctiflora* L., *Silene dichotoma* Ehrh., *Agrostemma githago* L., *Vaccaria hispanica* (Mill.) Rauschert, *Cerastium arvense* L.

В настоящее время существуют разногласия в понимании границ и объема регулируемого рода Смолевка (*Silene* L.) – самого крупного и невероятно сложного в систематическом отношении рода. В отечественных ботанических ревизиях этого рода в большинстве случаев принимается концепция Н.Н. Цвелева (Флора, 2004). В то же время в мире этот род рассматривают в широком понимании, включая большую часть таксонов из родов *Melandrium*, *Oberna*, *Lychnis*, *Otites*, *Elisanthe*, *Cucubalis* и др. (<http://www.theplantlist.org>). Учитывая вышесказанное и материалы основных сводок по сорной растительности нашей страны, к сорным видам рода *Silene* можно отнести следующие виды: *Silene alba* (Mill.) E.H.L. Krause, *Silene vulgaris* (Moench) Garcke (= *Oberna behen* (L.) Ikonn.), *Silene noctiflora* L., *Silene dichotoma* Ehrh., *Silene nutans* L. (Никитин, 1983).

Кроме того, таксономические разногласия привели к неоднозначному пониманию такого регулируемого рода, как Звездчатка (*Stellaria* L.),

The assessment of the export volumes of regulated products with the risk of contamination by regulated species of the Caryophyllaceae family to importing countries was carried out on the basis of statistical data of the Federal Customs Service ASD “Access-TSVT” for 2017–2020 (I quarter) (<http://stat.customs.ru>).

Information on the spread of weed plant species on the territory of Russia was obtained from the open databases of the Global Information Fund for Biodiversity (<https://www.gbif.org>) and the Agroecological Atlas of Russia and neighboring countries (<http://www.agroatlas.ru>), and also our own field observations and modern floristic reports (Gubanov et al., 2003; Lazkov, 2006; Konspekt, 2012a-v; Mayevsky, 2014; Flora, 1993; Flora, 2004; Flora, 2018). To construct vector maps of the spread areas of species, the software package of the geographic information system QGIS 3.12.3 was used.

Monitoring of the occurrence of weed seeds of this family in grain products was carried out according to the reports of the testing laboratories of the FGBU “VNIICR” for the period 2016–2020.

RESULTS AND DISCUSSION

The analysis of the phytosanitary requirements of importing countries showed that 11 countries (Armenia, Brazil, Venezuela, Yemen, Egypt, Colombia, Lebanon, Mexico, Mozambique, Peru and Thailand) regulate the import of regulated grain products, setting restrictive requirements for plants of the Caryophyllaceae family (Table 1). It was revealed that regulated Caryophyllaceae belong to different taxonomic ranks. Generic taxa include *Stellaria* L., *Saponaria* L., *Silene* L., *Gypsophila* L., *Vaccaria* N.M. Wolf. Also, the requirements indicate certain species: *Stellaria media* (L.) Vill., *Spergula arvensis* L., *Silene alba* (Miller) E.H.L. Krause, *Silene noctiflora* L., *Silene dichotoma* Ehrh., *Agrostemma githago* L., *Vaccaria hispanica* (Mill.) Rauschert, *Cerastium arvense* L.

Currently, there is disagreement in understanding the boundaries and scope of the regulated genus *Silene* L. – the largest and incredibly complex genus in a systematic respect. In domestic botanical revisions of this genus, in most cases, the concept of N.N. Tsvelev (Flora, 2004) is used. At the same time, this genus is generally considered in a broad sense, including most of the taxa from the genera *Melandrium*, *Oberna*, *Lychnis*, *Otites*, *Elisanthe*, *Cucubalis*, etc. (<http://www.theplantlist.org>). Considering the above-stated and the materials of the main reports on the weed vegetation in Russia, the following species can be referred to weed species of the genus *Silene*: *Silene alba* (Mill.) E.H.L. Krause, *Silene vulgaris* (Moench) Garcke (= *Oberna behen* (L.) Ikonn.), *Silene noctiflora* L., *Silene dichotoma* Ehrh., *Silene nutans* L. (Nikitin, 1983).

In addition, taxonomic disagreements have led to ambiguous understanding of such regulated genus as *Stellaria* L. and the species *Stellaria media* (L.) Vill. This species is listed in the phytosanitary requirements of the importing countries under the name “medium chickweed”. However, in modern taxonomic

и вида *Stellaria media* (L.) Vill. Этот вид указан в фитосанитарных требованиях стран-импортеров под названием «звездчатка средняя». Однако в современных таксономических обработках этот вид фигурирует под названием *Alsine media* L., его объем неоднозначно понимается разными авторами.

В одном случае этот таксон рассматривается узко – *Stellaria media* L. s. str. – и выделяется в самостоятельный род Мокрица (*Alsine* L.) вместе

treatments, this species appears under the name *Alsine media* L., its volume is understood ambiguously by different authors.

In one case, this taxon is considered narrowly – *Stellaria media* L. s. str. – and is considered to be an independent genus *Alsine* L. together with closely related species *Stellaria neglecta* Weihe и *Stellaria pallida* (Dumort.) Crep. (Tsvelev, 2000). Other authors understand this taxon in a abroad meaning – *Stellaria*

Таблица 1
Таксоны семейства Caryophyllaceae, регулируемые фитосанитарными требованиями стран-импортеров

Название таксона (латинское/русское)	Страна	Название таксона в требованиях страны-импортера
<i>Silene</i> L./род Смолевка	Йеменская Республика	<i>Silene</i> spp., Catchfly
	Ливанская Республика	<i>Silene</i> spp.
<i>Saponaria</i> L./род Мыльнянка	Арабская Республика Египет	<i>Saponaria</i> spp. (Cow cockle)
<i>Stellaria</i> L./род Звездчатка	Ливанская Республика	<i>Stellaria</i> spp.
<i>Vaccaria</i> N.M. Wolf./род Тысячеголов	Ливанская Республика	<i>Vaccaria</i> spp.
<i>Gypsophila</i> L./род Качим	Королевство Таиланд	<i>Gypsophila</i> spp.
<i>Stellaria media</i> (L.) Vill. (= <i>Alsine media</i> L.)/ звездчатка средняя	Республика Армения	<i>Stellaria media</i> L.
	Боливарианская Республика Венесуэла	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.
	Королевство Таиланд	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.
<i>Silene dichotoma</i> Ehrh./смолевка вилочатая	Республика Армения	<i>Silene dichotoma</i> Ehrh.
	Республика Перу	<i>Silene dichotoma</i>
	Республика Колумбия	<i>Silene dichotoma</i> Ehrh.
<i>Silene noctiflora</i> L. (= <i>Elisanthe noctiflora</i> (L.) Rupr.; = <i>Melandrium noctiflorum</i> (L.) Fr.)/ смолевка ночецветная	Мексика	<i>Silene noctiflora</i> Linnaeus
<i>Spergula arvensis</i> L. (= <i>Spergula arvensis</i> var. <i>vulgaris</i> (Boenn.) Mert. et W.D.J. Koch; = <i>Spergula arvensis</i> var. <i>sativa</i> (Boenn.) Mert. et W.D.J. Koch)/торица полевая	Республика Армения	<i>Spergula arvensis</i> Mert.
	Боливарианская Республика Венесуэла	<i>Spergula arvensis</i> L.
	Королевство Таиланд	<i>Spergula arvensis</i> L.
<i>Agrostemma githago</i> L./куколь обыкновенный	Республика Армения	<i>Agrostemma githago</i> L.
	Боливарианская Республика Венесуэла	<i>Agrostemma githago</i> L.
	Арабская Республика Египет	<i>Agrostemma githago</i> (Corn Cockle)
	Ливанская Республика	<i>Agrostemma githago</i>
	Мексика	<i>Agrostemma githago</i> Linnaeus
	Республика Мозамбик	<i>Agrostemma githago</i> L.
<i>Silene alba</i> (Miller) E.H.L. Krause (= <i>Melandrium album</i> (Mill.) Garcke, <i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i> (Miller) Greuter & Burdet, <i>Silene pratensis</i> (Raf.) Godr.)/ дрема белая, смолевка белая	Ливанская Республика	<i>Melandrium album</i>
	Бразилия	<i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i>
	Республика Перу	<i>Silene latifolia</i> ssp. <i>alba</i>
	Республика Колумбия	<i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i>
<i>Vaccaria hispanica</i> (Mill.) Rauschert (= <i>Saponaria hispanica</i> Mill.; = <i>Gypsophila vaccaria</i> Sm.)/ тысячеголов испанский	Мексика	<i>Vaccaria hispanica</i> (Miller) Rauschert
<i>Cerastium arvense</i> L./ясколка полевая	Бразилия	<i>Cerastium arvense</i>

с близкородственными видами *Stellaria neglecta* Weihe и *Stellaria pallida* (Dumort.) Среп. (Цвелев, 2000). Другими авторами этот таксон понимается широко – *Stellaria media* (L.) Vill. s. l. Следует отметить, что объем рода Звездчатка также пересматривается. Однако основные сорные виды остаются в объеме рода *Stellaria*. К ним относятся: *S. dichotoma* L., *S. radians* L., *S. graminea* L. (Никитин, 1983).

Учитывая все вышесказанное, мы приводим результаты сведения синонимов рассматриваемых

media (L.) Vill. s. l. It should be noted that the volume of the genus *Stellaria* is also being reconsidered. However, main weed species still belong to the genus *Stellaria*. These include: *S. dichotoma* L., *S. radians* L., *S. graminea* L. (Nikitin, 1983).

Considering all of the above, we present the results of synonyms for the taxa under consideration and the names of these plant species that appear in the phytosanitary requirements of countries that import Russian grain products (Table 1).

Table 1
Taxa of the Caryophyllaceae family regulated by phytosanitary requirements of importing countries

Taxon name	Country	Taxon name in the requirements of the importing country
<i>Silene</i> L.	Yemen Republic	<i>Silene</i> spp., Catchfly
	Lebanese Republic	<i>Silene</i> spp.
<i>Saponaria</i> L.	Arab Republic of Egypt	<i>Saponaria</i> spp. (Cow cockle)
<i>Stellaria</i> L.	Lebanese Republic	<i>Stellaria</i> spp.
<i>Vaccaria</i> N.M. Wolf.	Lebanese Republic	<i>Vaccaria</i> spp.
<i>Gypsophila</i> L.	Kingdom of Thailand	<i>Gypsophila</i> spp.
<i>Stellaria media</i> (L.) Vill. (= <i>Alsine media</i> L.)	Republic of Armenia	<i>Stellaria media</i> L.
	Bolivarian Republic of Venezuela	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.
	Kingdom of Thailand	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.
<i>Silene dichotoma</i> Ehrh.	Republic of Armenia	<i>Silene dichotoma</i> Ehrh.
	Republic of Peru	<i>Silene dichotoma</i>
	Republic of Columbia	<i>Silene dichotoma</i> Ehrh.
<i>Silene noctiflora</i> L. (= <i>Elisanthe noctiflora</i> (L.) Rupr.; = <i>Melandrium noctiflorum</i> (L.) Fr.)	Mexico	<i>Silene noctiflora</i> Linnaeus
<i>Spergula arvensis</i> L. (= <i>Spergula arvensis</i> var. <i>vulgaris</i> (Boenn.) Mert. et W.D.J. Koch; = <i>Spergula arvensis</i> var. <i>sativa</i> (Boenn.) Mert. et W.D.J. Koch)	Republic of Armenia	<i>Spergula arvensis</i> Mert.
	Bolivarian Republic of Venezuela	<i>Spergula arvensis</i> L.
	Kingdom of Thailand	<i>Spergula arvensis</i> L.
<i>Agrostemma githago</i> L.	Republic of Armenia	<i>Agrostemma githago</i> L.
	Bolivarian Republic of Venezuela	<i>Agrostemma githago</i> L.
	Arab Republic of Egypt	<i>Agrostemma githago</i> (Corn Cockle)
	Lebanese Republic	<i>Agrostemma githago</i>
	Mexico	<i>Agrostemma githago</i> Linnaeus
	Republic of Mozambique	<i>Agrostemma githago</i> L.
<i>Silene alba</i> (Miller) E.H.L. Krause (= <i>Melandrium album</i> (Mill.) Garcke, <i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i> (Miller) Greuter & Burdet, <i>Silene pratensis</i> (Raf.) Godr.)	Lebanese Republic	<i>Melandrium album</i>
	Brazil	<i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i>
	Republic of Peru	<i>Silene latifolia</i> ssp. <i>alba</i>
	Republic of Columbia	<i>Silene latifolia</i> subsp. <i>alba</i>
<i>Vaccaria hispanica</i> (Mill.) Rauschert (= <i>Saponaria hispanica</i> Mill.; = <i>Gypsophila vaccaria</i> Sm.)	Mexico	<i>Vaccaria hispanica</i> (Miller) Rauschert
<i>Cerastium arvense</i> L.	Brazil	<i>Cerastium arvense</i>

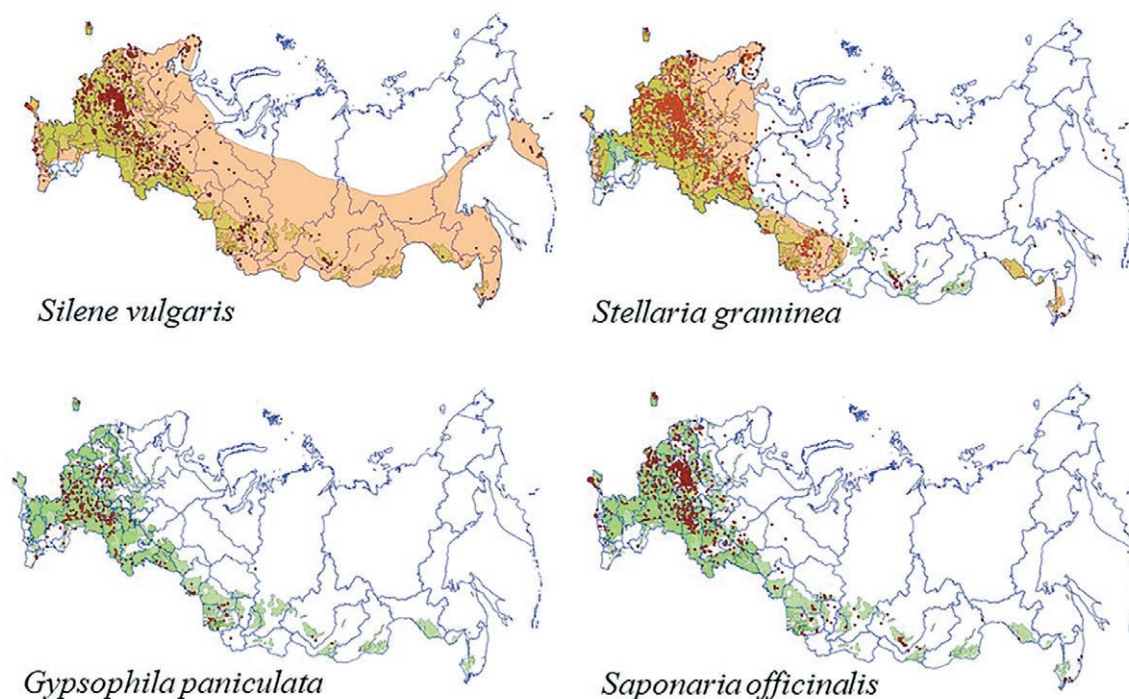


Рис. 1. Распространение сорняков семейства Гвоздичные на территории России. Зеленая заливка – зона растениеводства, оранжевая заливка – зона сплошного распространения вида, красные точки – отдельные местонахождения вида.

Fig. 1. Spread of Caryophyllaceae weeds in Russia. Green shading – crop production area, orange shading – total spread area of species, red dots – individual locations of species.

таксонов и названия этих видов растений, фигурирующие в фитосанитарных требованиях стран – импортеров российской зерновой продукции (табл. 1).

Анализ распространения регулируемых таксонов на территории Российской Федерации

На экспортный потенциал зерна из Российской Федерации в значительной степени влияет карантинное фитосанитарное состояние ее территории в связи с тем, что страны – импортеры российского зерна выдвигают фитосанитарные требования к производству данной подкарантинной продукции в зонах, свободных от определенных вредных организмов (Национальный доклад, 2020).

Изучение распространения регулируемых сорных видов растений на территории нашей страны проводили с помощью источников информации, представленных в современных флористических сводках и в открытых базах данных GBIF и AgroAtlas. По результатам проведенной работы были составлены векторные карты зон распространения регулируемых видов на территории России (рис. 1, 2).

Для родов в качестве примера представлены карты распространения типичных представителей сорных растений этих таксонов. Например, для рода *Silene* таковым является *Silene vulgaris*, для *Stellaria* – *Stellaria graminea*, для *Gypsophila* – *Gypsophila paniculata*, для *Saponaria* – *Saponaria officinalis* (рис. 1). Индивидуальные карты составлены и для отдельных регулируемых видов, которые, несомненно, также являются яркими представителями своих таксонов родового ранга и хорошо известными сорняками агрофитоценозов. К этим видам относятся: *Silene alba*, *Cerastium arvense*, *Spergula arvensis*, *Stellaria media*, *Vaccaria hispanica* (рис. 2).

Analysis of the spread of regulated taxa on the territory of the Russian Federation

The export potential of grain from the Russian Federation is largely influenced by the quarantine phytosanitary state of its territory due to the fact that countries importing Russian grain put forward phytosanitary requirements for the production of these regulated products in areas free from certain pests (National Report, 2020).

The study of the spread of regulated weeds in Russia was carried out using information sources presented in modern floristic reports and in the open databases GBIF and AgroAtlas. Based on the results of the work carried out, vector maps of the regulated species spread areas in Russia were compiled (Fig. 1, 2).

For genera, maps of spread of typical weed representatives of these taxa are presented as an example. For instance, for the genus *Silene*, it is *Silene vulgaris*, for *Stellaria* – *Stellaria graminea*, for *Gypsophila* – *Gypsophila paniculata*, for *Saponaria* – *Saponaria officinalis* (Fig. 1). Individual maps have been compiled for individual regulated species, which, undoubtedly, are also prominent representatives of their generic taxa and well-known weeds of agrophytocenoses. These species include: *Silene alba*, *Cerastium arvense*, *Spergula arvensis*, *Stellaria media*, *Vaccaria hispanica* (Fig. 2).

Among the regulated species, a group of weeds can be distinguished, which are characterized by a weak confinement to segetal communities, but the area of their spread coincides with the one of growing grain crops. So, the species *Silene dichotoma*, *Gypsophila*

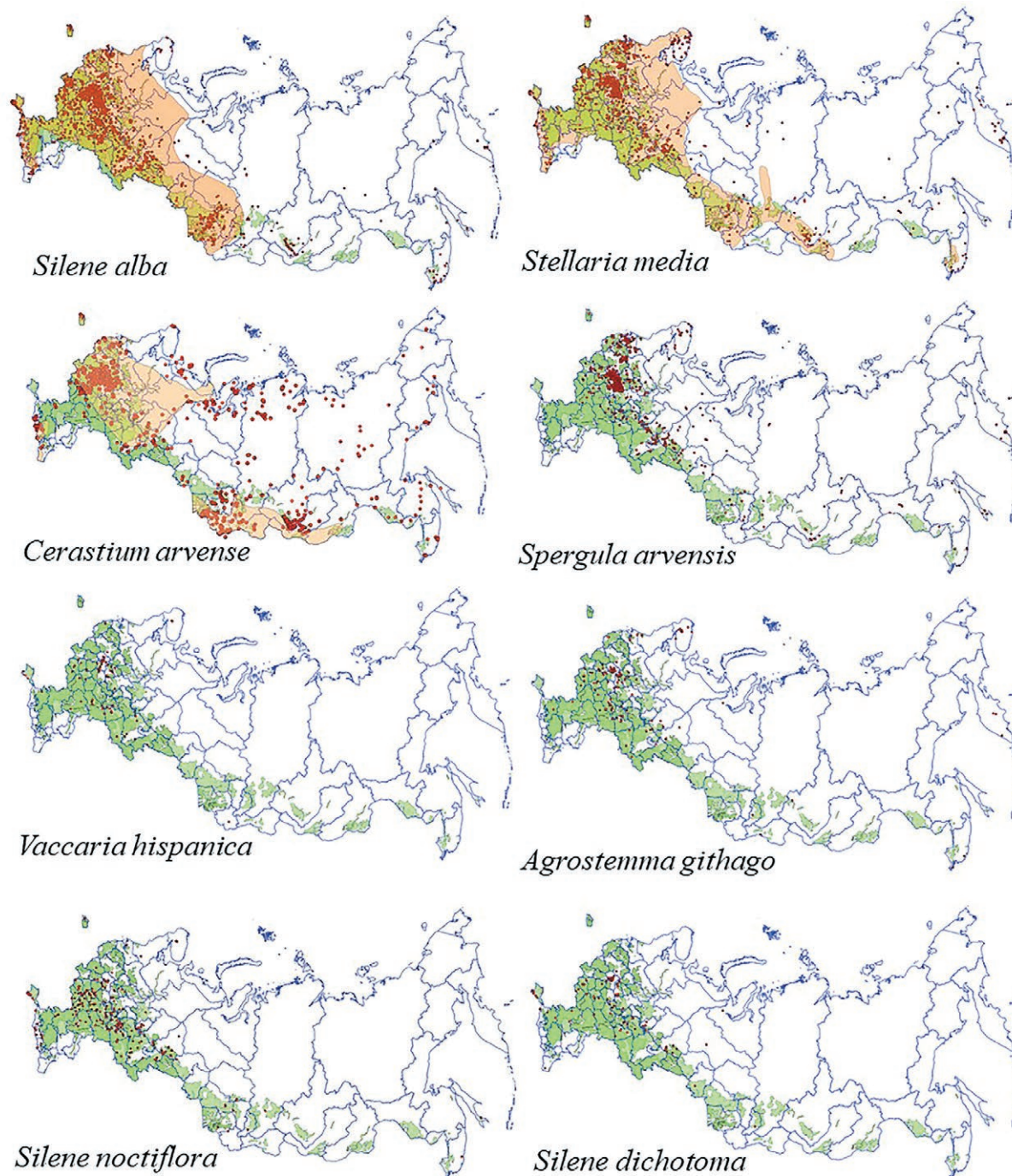


Рис. 2. Распространение сорняков семейства Гвоздичные на территории России. Зеленая заливка – зона растениеводства, оранжевая заливка – зона сплошного распространения вида, красные точки – отдельные местонахождения вида.

Fig. 2. Spread of Caryophyllaceae weeds in Russia. Green shading – crop production area, orange shading – total spread area of species, red dots – individual locations of species.

Среди регулируемых видов можно выделить группу сорняков, которые характеризуются слабой приуроченностью к сегетальным сообществам, но зона их распространения совпадает с зоной выращивания зерновых культур. Так, виды *Silene dichotoma*, *Gypsophila paniculata*, *Saponaria officinalis* крайне редко встречаются вблизи полей. При этом они не снижают урожайность зерновых культур и не наносят экономический ущерб сельхозпроизводителям. Также к этой группе можно отнести виды сорных растений, которые не регулируются фитосанитарными требованиями стран, но принадлежат к регулируемым родам: *Stellaria dichotoma*, *Stellaria radians*, *Silene gallica*, *Silene repens*, *Silene nutans* (карты распространения не приведены).

paniculata, *Saponaria officinalis* are extremely rare near fields. At the same time, they do not reduce the yield of grain crops and do not cause economic damage to agricultural producers. This group also includes weed species that are not regulated by the phytosanitary requirements of countries, but belong to regulated genera: *Stellaria dichotoma*, *Stellaria radians*, *Silene gallica*, *Silene repens*, *Silene nutans* (spread maps are not shown).

Separately, a group of weeds should be noted, which over the past century have lost the status of

Отдельно следует отметить группу сорных растений, которые за последнее столетие утратили статус злостных засорителей полей. К архаичным сеgetальным растениям, которые раньше постоянно встречались в посевах зерновых культур, относятся тысячеголов испанский (*Vaccaria hispanica*) и куколь обыкновенный (*Agrostemma githago*). Однако в связи с изменением агротехники эти растения утратили роль злостных сеgetальных сорняков. Так, в России *Vaccaria hispanica* встречается по всей зоне выращивания зерновых культур, но преимущественно в средней полосе и на юге европейской части России, в Крыму, значительно реже – в южных районах Сибири.

Анализ современных флористических сводок показал, что в настоящее время вид встречается спорадически и значительно реже, чем в 1970-е гг. XX века. Вид исчез в регионах, где он раньше ежегодно обнаруживался: в Ульяновской области, Свердловской области, Республике Мордовия, Республике Башкортостан, Рязанской и Московской областях, Владимирской области, Хабаровском крае, Приморье. Его находки приводятся во флористических списках Тверской области, Таганрога и Неклиновского района Ростовской области и ряда других областей, вблизи с населенными пунктами, на территории приусадебных участков; растение отмечается в этих списках как одичавшее. Данные о распространении *Vaccaria hispanica* в России приведены на рисунке 2.

Agrostemma githago в России встречается во всей европейской части, на Кавказе, в Западной и Восточной Сибири, на Дальнем Востоке. В начале XX века куколь был повсеместно распространен как типичный сеgetальный сорняк злаковых культур и льна от северо-запада европейской России на юг до Кавказа и на восток – до Приморья. В 70-х гг. этот вид часто обнаруживался по всему Крыму как сорно-рудеральное растение. На большей части современного ареала вид встречается в посевах крайне редко и спорадически. Отмечен в агроценозах Ставропольского края, Оренбургской области. Обследования полей, проводимые сотрудниками ФГБУ «ВНИИР» в 2018–2020 гг., не выявили куколь на территории Воронежской области. В последние годы растение часто выращивается как декоративное на приусадебных участках, иногда встречается вдоль дорог как одичавшее. Данные о распространении *Agrostemma githago* в России приведены на рисунке 2.

Проанализировано распространение регулируемых сорных видов природной флоры семейств Caryophyllaceae. Это позволило выявить характер распространения изучаемых сорняков на территории РФ (табл. 2). Виды по встречаемости были разделены на группы:

- повсеместно распространенные (встречаются практически во всех сельскохозяйственных регионах);
- широко распространенные (встречаются во многих сельскохозяйственных регионах);
- локально распространенные (встречаются в единичных сельскохозяйственных регионах или распространены спорадически).

Повсеместно распространенные виды, особенно сеgetального или сеgetально-рудерального типа, несомненно, могут засорять зерновую

вредная поле сорняки. Archaic segetal plants, which were previously constantly found in grain crops, include *Vaccaria hispanica* and *Agrostemma githago*. However, due to a change in agricultural technology, these plants have lost the role of serious segetal weeds. So, in Russia, *Vaccaria hispanica* occurs throughout the entire area of growing grain crops, but mainly in the middle zone and in the south of the European part of Russia, in the Crimea, much less often in the southern regions of Siberia.

Analysis of modern floristic reports showed that the species is currently found sporadically and much less frequently than in the 1970s. The species disappeared in the regions where it used to be found annually: in Ulyanovsk Oblast, Sverdlovsk Oblast, the Republic of Mordovia, the Republic of Bashkortostan, Ryazan Oblast, Moscow Oblast, Vladimir Oblast, Khabarovsk Krai, Primorye. Its detections are given in the floristic lists of Tver Oblast, Taganrog and the Neklinovsky district of Rostov Oblast and some other regions, close to settlements, on the territory of personal plots; the plant is marked as feral on these lists. The data on *Vaccaria hispanica* spread in Russia are given in Fig 2.

Agrostemma githago in Russia, it is detected throughout the European part, in the Caucasus, in Western and Eastern Siberia, in the Far East. At the beginning of the 20th century, *Agrostemma githago* was ubiquitous as a typical segetal weed of cereals and flax from the northwest of European Russia to the south to the Caucasus and to the east – to Primorye. In the 70s, this species was often found throughout the Crimea as a weed-ruderal plant. In most of the modern range, the species is found in crops extremely rarely and sporadically. Recorded in agrocenoses of Stavropol Krai, Orenburg Oblast. Field surveys carried out by employees of FGBU “VNIIR” in 2018–2020 did not reveal *Agrostemma githago* in Voronezh Oblast. In recent years, the plant is often grown as an ornamental plant in personal plots, sometimes it is detected along the roads as a feral. The data on *Agrostemma githago* spread in Russia are given in Fig 2.

The spread of regulated weed species of natural flora of Caryophyllaceae family is analyzed. This made it possible to reveal the nature of the spread of the studied weeds in the Russian Federation (Table 2). The species were divided into groups according to their occurrence:

- totally spread (found in almost all agricultural regions);
- widespread (found in many agricultural regions);
- locally spread (found in isolated agricultural regions or spread sporadically).

The ubiquitous species, especially the segetal or segetal-ruderal ones, can undoubtedly contaminate grain products. The study of the spread pattern of Caryophyllaceae family weeds made it possible to identify free areas (Table 2).

Analysis of export volumes of grain products with the risk of contamination by weeds of the Caryophyllaceae family

Most of the regulated taxa are present in Russia and are weeds and field plants of Russian natural flora,

продукцию. Изучение характера распространения сорных растений семейства Caryophyllaceae позволило выявить свободные зоны (табл. 2).

Анализ объемов экспорта зерновой продукции с риском засорения сорняками семейства Caryophyllaceae

Большинство из регулируемых таксонов присутствуют на территории нашей страны и являются сорно-полевыми растениями нашей природной флоры, а значит, могут засорять экспортную зерновую продукцию. При этом на территориях стран-импортеров эти растения могут иметь различный фитосанитарный статус: от регулируемых некарантинных вредных организмов до карантинных объектов, отсутствующих на территории страны (табл. 3).

Проведенный анализ объемов экспорта продукции в страны-импортеры показал, что по всем рассмотренным гвоздичным требуется проводить исследования образцов более 20 млн т грузов

Таблица 2
Распространение регулируемых растений семейства Гвоздичные в России

Вид	Характер распространения в России	Свободные зоны (федеральный округ)
<i>Stellaria dichotoma</i>	Локально распространен	Северо-Кавказский, Южный, Центральный, Приволжский, Уральский
<i>Stellaria graminea</i>	Повсеместно распространен	Отсутствуют
<i>Stellaria radians</i>	Широко распространен	Северо-Кавказский, Южный, Центральный, Приволжский, Уральский
<i>Stellaria media</i>	Повсеместно распространен	Отсутствуют
<i>Silene vulgaris</i>	Повсеместно распространен	Отсутствуют
<i>Silene alba</i>	Повсеместно распространен	Отсутствуют
<i>Silene dichotoma</i>	Широко распространен	Дальневосточный
<i>Silene noctiflora</i>	Широко распространен	Дальневосточный
<i>Silene nutans</i>	Широко распространен	Дальневосточный
<i>Spergula arvensis</i>	Повсеместно распространен	Отсутствуют
<i>Agrostemma githago</i>	Локально распространен	Все федеральные округа – зоны с низкой численностью вида
<i>Vaccaria hispanica</i>	Локально распространен	Все федеральные округа – зоны с низкой численностью вида
<i>Saponaria officinalis</i>	Широко распространен	Все федеральные округа – зоны с низкой численностью вида
<i>Gypsophila paniculata</i>	Широко распространен	Дальневосточный

which means they can contaminate export grain products. At the same time, in the territories of importing countries, these plants can have a different phytosanitary status: from regulated non-quarantine pests to quarantine objects that are absent in the country (Table 3).

The conducted analysis of the products export volumes to the importing countries showed that for all the considered Caryophyllaceae, it is required to study samples of more than 20 million tons of cargo per year (Table 3). Thus, the most relevant for laboratory research are *Agrostemma githago* with the need to study samples from more than 7.9 million tons of cargo per year, the genera *Saponaria* (6.5 million tons of cargo per year), *Silene* (3.1 million tons of cargo per year), *Vaccaria* and *Stellaria* (1 million tons of cargo per year for each of these genera). A significant volume of cargos is subject to study to detect *Silene alba*, *Stellaria media*, *Spergula arvensis*, *Silene noctiflora*, *Silene dichotoma*. *Gypsophila* plants and the representatives of *Cerastium*

Table 2
Spread of Caryophyllaceae regulated plants in Russia

Species	Level of spread in Russia	Free zones (federal district)
<i>Stellaria dichotoma</i>	Locally spread	North Caucasian, Southern, Central, Volga, Ural
<i>Stellaria graminea</i>	Totally spread	Absent
<i>Stellaria radians</i>	Widespread	North Caucasian, Southern, Central, Volga, Ural
<i>Stellaria media</i>	Totally spread	Absent
<i>Silene vulgaris</i>	Totally spread	Absent
<i>Silene alba</i>	Totally spread	Absent
<i>Silene dichotoma</i>	Widespread	Far Eastern
<i>Silene noctiflora</i>	Widespread	Far Eastern
<i>Silene nutans</i>	Widespread	Far Eastern
<i>Spergula arvensis</i>	Totally spread	Absent
<i>Agrostemma githago</i>	Locally spread	All federal districts are zones with a low population of species
<i>Vaccaria hispanica</i>	Locally spread	All federal districts are zones with a low population of species
<i>Saponaria officinalis</i>	Widespread	All federal districts are zones with a low population of species
<i>Gypsophila paniculata</i>	Widespread	Far Eastern

Таблица 3
Объемы экспортной продукции с риском засорения таксонами семейства Caryophyllaceae, регулируемые странами-импортерами, в среднем за 2017–2019 гг.

Таксон	Фитосанитарный статус таксона в стране-импортере	Объем экспорта с риском засорения, тонн в год
<i>Agrostemma githago</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Армения, Венесуэла, Ливан, Мозамбик); регулируемый вредный организм (Мексика); карантинный объект (Египет)	7 978 636,21
<i>Saponaria</i>	Карантинный объект (Египет)	6 504 482,02
<i>Silene</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Йемен, Ливан)	3 144 389,44
<i>Vaccaria hispanica</i>	Регулируемый вредный организм (Мексика)	1 058 751,85
<i>Silene alba</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Ливан), карантинный объект (Перу, Колумбия), отсутствующий карантинный вредитель (Бразилия)	751 901,99
<i>Stellaria</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Ливан)	1 157 504,96
<i>Vaccaria</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Ливан)	1 157 504,96
<i>Stellaria media</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Армения); карантинный объект (Венесуэла); запрещенный к ввозу организм (Таиланд)	481 689,39
<i>Spergula arvensis</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Армения)	481 689,39
<i>Silene noctiflora</i>	Регулируемый некарантинный вредный организм (Армения), карантинный объект (Перу, Колумбия)	382 936,28
<i>Silene dichotoma</i>	Регулируемый вредный организм (Мексика)	339 387,21
<i>Gypsophila</i>	Ограниченный к ввозу объект (Таиланд)	66 289,67
<i>Cerastium arvense</i>	Отсутствующий карантинный организм (Бразилия)	36 889,74

в год (табл. 3). Таким образом, наиболее актуальными для проведения лабораторных исследований являются *Agrostemma githago* с необходимостью исследования образцов от более чем 7,9 млн т грузов в год, род *Saponaria* (6,5 млн т грузов в год), род *Silene* (3,1 млн т грузов в год), род *Vaccaria* и *Stellaria* (по 1 млн т грузов в год у каждого из этих родов). Значительный объем грузов подлежит исследованию для выявления *Silene alba*, *Stellaria media*, *Spergula arvensis*, *Silene noctiflora*, *Silene dichotoma*. Растения рода *Gypsophila* и представители *Cerastium arvense* могут засорять незначительный объем грузов, требующих исследования на данные показатели, – 66 и 37 тыс. т в год соответственно.

Анализ встречаемости регулируемых сорняков в продукции

Мониторинг встречаемости семян растений семейства Гвоздичные в продукции проведен по отчетам испытательных лабораторий ФГБУ «ВНИИКР» за период 2016–2020 гг. При этом указана только незначительная часть реально засоренных партий,

arvense can contaminate insignificant volume of cargos requiring study for these indicators, – 66 and 37 thousand tons per year respectively.

Analysis of the occurrence of regulated weeds in products

Monitoring of the occurrence of Caryophyllaceae seeds in products was carried out according to the reports of the testing laboratories of FGBU “VNIICR” for the period 2016–2020. At the same time, only an insignificant part of really contaminated lots is indicated, since laboratories detect and identify the seeds of weeds that are not quarantine for the Russian Federation at random.

Representatives of Caryophyllaceae family are also regularly detected in Russian agricultural products: wheat, barley, oats, buckwheat, rapeseed, sunflower, camelina, mustard, lentils, peas, soybeans, coriander, flax, fodder and lawn grasses. Seeds found in products include *Silene vulgaris*, *Silene alba*, *Agrostemma githago*, *Stellaria media*, *Silene dichotoma*, *Silene noctiflora*, *Stellaria graminea*, *Spergula arvensis*, *Silene nutans*, *Cerastium arvense* (Fig. 3). The representatives of the genera *Saponaria*, *Vaccaria*, *Gypsophila* have not been detected in the products over the last 4 years.

Thus, the most dangerous for grain products are the species of the genera *Silene* and *Stellaria*, as well as *Agrostemma githago*, *Spergula arvensis*, *Cerastium arvense*. It should be noted that the presence

of *Agrostemma githago* in products is maintained in some regions with a low crop culture or where the soil seed bank has a significant reserve. However, modern plant protection technologies are aimed at eliminating this weed in agrophytocenoses.

CONCLUSION

Export of grain products to different countries requires compliance with the phytosanitary requirements of these countries. The contamination of export products with weed seeds of Russian natural flora can carry phytosanitary risks for countries where these plants can be successful invaders and pose a biological threat.

The conducted research has shown that 5 genera (*Saponaria*, *Silene*, *Vaccaria*, *Gypsophila*, *Stellaria*) fully and 8 species (*Stellaria media*, *Silene dichotoma*, *Silene noctiflora*, *Spergula arvensis*, *Agrostemma githago*, *Silene alba*,

так как лаборатории выявляют и идентифицируют семена некарантинных для РФ сорняков в обязательном порядке.

Представители семейства Гвоздичные также регулярно выявляются в российской продукции АПК: пшенице, ячмене, овсе, гречихе, рапсе, подсолнечнике, рыжике, горчице, чечевице, горохе, сое, кориандре, льне, кормовых и газонных травах. К встречающимся в продукции семенам относятся *Silene vulgaris*, *Silene alba*, *Agrostemma githago*, *Stellaria media*, *Silene dichotoma*, *Silene noctiflora*, *Stellaria graminea*, *Spergula arvensis*, *Silene nutans*, *Cerastium arvense* (рис. 3). Представители родов *Saponaria*, *Vaccaria*, *Gypsophila* за последние 4 года в продукции не были выявлены.

Таким образом, наибольшую угрозу для зерновой продукции представляют виды родов *Silene* и *Stellaria*, а также *Agrostemma githago*, *Spergula arvensis*, *Cerastium arvense*. Следует отметить, что присутствие *Agrostemma githago* в продукции сохраняется в некоторых регионах с низкой культурой земледелия или там, где почвенный банк семян имеет значительный запас. Однако современные технологии защиты растений направлены на ликвидацию этого сорняка в агрофитоценозах.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Экспорт зерновой продукции в разные страны мира требует соблюдения фитосанитарных требований этих стран. Засоренность экспортной продукции семенами сорных растений нашей природной флоры может нести фитосанитарные риски для стран, в которых эти растения могут быть успешными инвайдерами, и нести биологическую угрозу.

Проведенные исследования показали, что 5 родов (*Saponaria*, *Silene*, *Vaccaria*, *Gypsophila*, *Stellaria*) в полном объеме и 8 видов (*Stellaria media*, *Silene dichotoma*, *Silene noctiflora*, *Spergula arvensis*, *Agrostemma githago*, *Silene alba*, *Vaccaria hispanica*, *Cerastium arvense*) семейства Гвоздичные включены в фитосанитарные требования 11 стран – импортеров российской продукции АПК. Исследованию по данным показателям подлежат более 20 млн т подкарантинной экспортной продукции в год.

Эти растения являются природными видами нашей флоры, которые повсеместно, широко или локально распространены на территории страны. При этом фитосанитарный статус этих видов в странах-импортерах может быть различным: от регулируемых некарантинных вредных организмов до отсутствующих карантинных организмов.

Семена гвоздичных регулярно выявляются в российской зерновой продукции, чаще всего это семена *Silene vulgaris*, *Silene alba*, *Agrostemma githago*, *Stellaria media*. Кроме того, при изучении фитосанитарных требований ряда стран возникают трудности в понимании объема регулируемого рода или вида. Это связано с новыми молекулярно-генетическими подходами к определению границ таксонов. Поэтому часто для гармонизации торговых отношений со странами-импортерами необходимо рассматривать роды и виды *sensu latissima* (в широчайшем понимании объема таксона). Помимо этого, изучение засоренности посевов, правильная идентификация засорителей

Table 3

Volumes of export products with the risk of contamination by taxa of the Caryophyllaceae family regulated by importing countries, on average for 2017–2019

Taxon	Phytosanitary status of the taxon in the importing country	Export volume with contamination risk, tons per year
<i>Agrostemma githago</i>	Regulated non-quarantine pest (Armenia, Venezuela, Lebanon, Mozambique); regulated pest (Mexico); quarantine pest (Egypt)	7,978,636.21
<i>Saponaria</i>	Quarantine pest (Egypt)	6,504,482.02
<i>Silene</i>	Regulated non-quarantine pest (Yemen, Lebanon)	3,144,389.44
<i>Vaccaria hispanica</i>	Regulated Pest (Mexico)	1,058,751.85
<i>Silene alba</i>	Regulated non-quarantine pest (Lebanon), quarantine pest (Peru, Colombia), absent quarantine pest (Brazil)	751,901.99
<i>Stellaria</i>	Regulated non-quarantine pest (Lebanon)	1,157,504.96
<i>Vaccaria</i>	Regulated non-quarantine pest (Lebanon)	1,157,504.96
<i>Stellaria media</i>	Regulated non-quarantine pest (Armenia); quarantine pest (Venezuela); prohibited for introduction pest (Thailand)	481,689.39
<i>Spergula arvensis</i>	Regulated non-quarantine pest (Armenia)	481,689.39
<i>Silene noctiflora</i>	Regulated non-quarantine pest (Armenia), quarantine pest (Peru, Colombia)	382,936.28
<i>Silene dichotoma</i>	Regulated pest (Mexico)	339,387.21
<i>Gypsophila</i>	Prohibited for introduction pest (Thailand)	66,289.67
<i>Cerastium arvense</i>	Absent quarantine pest (Brazil)	36,889.74

Vaccaria hispanica, *Cerastium arvense*) of Caryophyllaceae family are included in phytosanitary requirements of 11 countries importing Russian agricultural products. More than 20 million tons of regulated export products per year are subject to research on these indicators.

These plants are natural species of Russian flora, which are fully spread, widespread or locally spread throughout the country. At the same time, the phytosanitary status of these species in importing countries can be different: from regulated non-quarantine pests to absent quarantine pests.

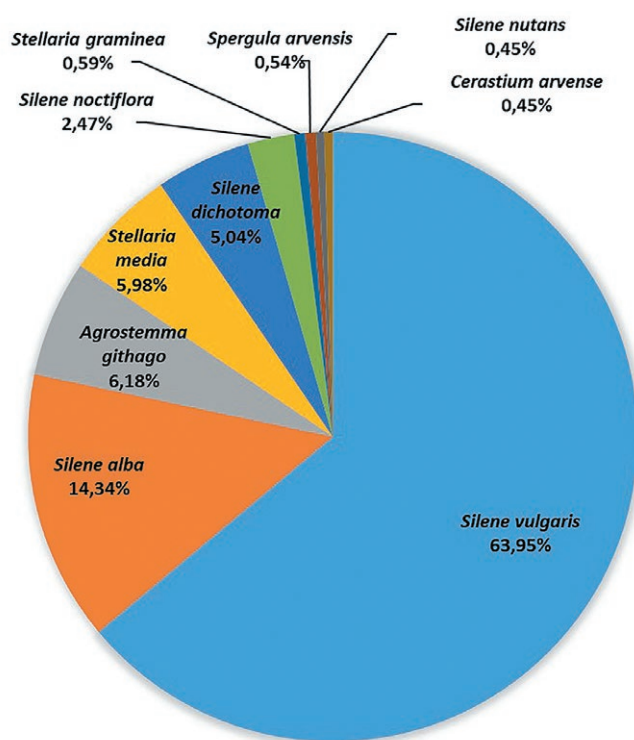


Рис. 3. Встречаемость (%) семян сорных растений семейства Гвоздичные в партиях зерновой продукции разных лет урожая (2016–2020 гг.)

Fig. 3. Occurrence (%) of Caryophyllaceae seeds in grain crop lots in different years (2016–2020)

в продукции, применение современных методов очистки зерновых партий также необходимы для успешного развития экспортного потенциала РФ и гармонизации торговых отношений со странами – импортерами зерновой продукции российского происхождения.

Благодарность. Авторы выражают признательность и благодарность К.А. Гребенникову (кандидату биологических наук, заместителю начальника научно-методического и экспериментального центра ФГБУ «ВНИИКР») за помощь в подготовке векторных карт в геоинформационной системе QGIS.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Гребенников К., Касаткин Д., Ловцова Ю., Шнейдер Ю., Максимова К., 2020. Разработка информационной системы по фитосанитарным требованиям стран – импортеров российской зерновой продукции. – Фитосанитария. Карантин растений, № 2: 26–32.
2. Губанов И., Киселева К., Новиков В., Тихомиров В. Иллюстрированный определитель растений средней России. Т. 2. – М.: Т-во научных изданий КМК, 2003, 665 с.
3. Девятков А., Ермилов И., 2002. Изменение структуры плодов и семян в связи с переходом к односемянности в трибе Caryophyllaceae. – Бюл. МОИП. Отд. биол., 107 (3): 69–73.
4. Конспект флоры Азиатской России: сосудистые растения. – Новосибирск: Изд-во СО РАН, 2012а, 640 с.
5. Конспект флоры Восточной Европы. Т. 1. Под. Ред. Н. Цвелева. – М.; СПб.: Товарищество научных изданий КМК, 2012б, 630 с.

Caryophyllaceae seeds are regularly detected in Russian grain products, most often these are *Silene vulgaris*, *Silene alba*, *Agrostemma githago* and *Stellaria media*. In addition, when studying the phytosanitary requirements of some countries, it is difficult to understand the extent of a regulated genus or species. This is due to new molecular genetic approaches to determining the taxa boundaries. Therefore, it is often necessary to consider the genera and species *sensu latissima* (in the broadest sense of the taxon volume) in order to harmonize trade relations with importing countries. In addition, the study of crop contamination, the correct identification of weeds in products, the use of modern methods of cleaning grain batches are also necessary for the successful development of the export potential of the Russian Federation and harmonization of trade relations with countries importing Russian grain products.

Acknowledgement. The authors are grateful to K.A. Grebennikov (PhD in Biology, Deputy Head of the Research Methodological and Experimental Center of FGBU “VNIICR”) for his help in preparing vector maps in the QGIS geographic information system.

Development of the information system on phytosanitary requirements of the countries importing Russian grain products.

REFERENCES

1. Grebennikov K., Kasatkin D., Lovtsova Yu., Shneyder Yu., Maksimova K. Development of the information system on phytosanitary requirements of the countries importing Russian grain products. *Plant Health and Quarantine*, 2020; 2: 26–32.
2. Gubanov I., Kiseleva K., Novikov V., Tikhomirov V. Illustrated key to plants of Central Russia [Illyustrirovannyi opredelitel rasteniy sredney Rossii]. V. 2. M. KMK Scientific Press, 2003; 665 p. (in Russian).
3. Devyatov A., Ermilov I. Changes in the structure of fruits and seeds in connection with the transition to single-seededness in the tribe Caryophyllaceae [Izmeneniye struktury plodov i semyan v svyazi s perekhodom k odnosemyannosti v tribe Caryophyllaceae]. *Byulleten Moskovskogo Obshchestva Ispytatelei Prirody. Otdel Biologicheskii*. 2002; 107 (3): 69–73 (in Russian).
4. Synopsis of the flora of Asian Russia: vascular plants [Konspekt flory Aziatskoy Rossii: sosudistyye rasteniya]. Novosibirsk: Publishing house of the SO RAS, 2012a, 640 p. (in Russian).
5. Synopsis of the flora of Eastern Europe [Konspekt flory Vostochnoy Yevropy]. V. 1. Under. Ed. N. Tsveleva. M.; SPb.: KMK Scientific Press, 2012b, 630 p. (in Russian).
6. Synopsis of the flora of the Caucasus: in 3 volumes [Konspekt flory Kavkaza: v 3 tomakh]. V. 3. Part 2. Ed. G.L. Kudryashova, I. V. Tatanov. SPb., M.: KMK Scientific Press, 2012c, 623 p. (in Russian).
7. Lazkov G. Family Caryophyllaceae in the flora of Kyrgyzstan [Semeystvo Gvozdichnyye (Caryophyllaceae) vo flore Kyrgyzstana]. M., 2006, 272 p. (in Russian).
8. Mayevsky P. Flora of the middle zone of the European part of Russia [Flora sredney polosy yevropeyskoy chasti Rossii]. 11th ed. M.: KMK Scientific Press, 2014, 635 p. (in Russian).

6. Конспект флоры Кавказа: в 3 томах. Т. 3. Ч. 2. Ред. Г.Л. Кудряшова, И.В. Татанов. – СПб., М.: Товарищество научных изданий КМК, 2012в, 623 с.
7. Лазьков Г. Семейство Гвоздичные (Caryophyllaceae) во флоре Кыргызстана. – М., 2006, 272 с.
8. Маевский П. Флора средней полосы европейской части России. 11-е изд. – М.: Товарищество научных изданий КМК, 2014, 635 с.
9. Национальный доклад о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации в 2019 году. 2020. – Фитосанитария. Карантин растений, № 2: 2–13.
10. Никитин В. Сорные растения флоры СССР. – Л.: Наука, 1983, 454 с.
11. Сухоруков А. Карпология семейства Chenopodiaceae в связи с проблемами филогении, систематики и диагностики его представителей. – Тула: Гриф и К, 2014, 400 с.
12. Цвелев Н., 2000. О роде Звездчатка (*Stellaria* L., Caryophyllaceae) в Восточной Европе. – Бюл. МОИП. Отдел биол., 105 (1): 69–72.
13. Флора Восточной Европы. Т. 11. Покрытосеменные – Двудольные. Коллектив авторов / отв. ред. и ред. тома Н. Цвелев. М. – СПб.: Товарищество научных изданий КМК, 2004, 536 с.
14. Флора Нижнего Поволжья. Раздельнолепестные двудольные цветковые растения (Crassulaceae – Cornaceae). Т. 2. Ч. 2 / отв. ред. Н. Решетникова. Главный ботанический сад им. Н. Цицина РАН. – М.: Товарищество научных изданий КМК, 2018, 519 с.
15. Флора Сибири: в 14 т. Т. 6. Portulacaceae – Ranunculaceae. Под ред. Л. Малышева, Г. Пешковой. – Новосибирск: Наука, Сиб. отд., 1993, 310 с.
16. Fior S., Karis P. O., Casazza G., Minuto L., & Sala F., 2006. Molecular phylogeny of the Caryophyllaceae (Caryophyllales) inferred from chloroplast matK and nuclear rDNA ITS sequences. – American journal of botany, 93 (3): 399–411. URL: <https://doi.org/10.3732/ajb.93.3.399>.
17. Harbaugh D., Nepokroeff M., Rabeler R., McNeill J., Zimmer E., & Wagner W., 2010. A new lineage-based tribal classification of the family Caryophyllaceae. – International Journal of Plant Sciences, 171 (2): 185–198. URL: <https://doi.org/10.1086/648993>.
18. Hernández-Ledesma P., Walter G., Berendsohn W., Borsch T., von Mering S., Akhane H., Arias S., Castañeda-Noa I., Eggli U., Eriksson R., Flores-Olvera H., Fuentes-Bazán S., Kadereit G., Klak C., Korotkova N., Nyffeler R., Ocampo G., Ochoterena H., Oxelman B., Rabeler R., Sanchez A., Schlumpberger B. & Uotila P. A taxonomic backbone for the global synthesis of species diversity in the angiosperm order Caryophyllales. – Willdenowia, 45 (3): 281–383. URL: <https://doi.org/10.3372/wi.45.45301>.
19. Greenberg A., Donoghue M., 2011. Molecular systematics and character evolution in Caryophyllaceae. – Taxon, 60 (6): 1637–1652. URL: <https://doi.org/10.1002/tax.606009>.
20. Madhani H., Rabeler R., Pirani A., Oxelman B., Heubl G., & Zarre S., 2018. Untangling phylogenetic patterns and taxonomic confusion in tribe Caryophyllae (Caryophyllaceae) with special focus on generic boundaries. – Taxon, 67 (1): 83–112. URL: <https://doi.org/10.12705/671.6>.
21. Smitten R., Clement J., Garnock-Jones P., & Chambers G., 2002. Subfamilial relationships within
9. The National Report on Quarantine and Phytosanitary Status of the Territory of the Russian Federation. *Plant Health and Quarantine*, 2020; 2: 2–13.
10. Nikitin V. Weed plants of the flora of the USSR [Sornyye rasteniya flory SSSR]. L.: Nauka, 1983, 454 p. (in Russian).
11. Sukhorukov A. Carpology of the Chenopodiaceae family in connection with the problems of phylogeny, taxonomy and diagnostics of its representatives [Karpologiya semeystva Chenopodiaceae v svyazi s problemami filogenii, sistematiki i diagnostiki yego predstaviteley]. Tula: Grif and K, 2014, 400 p. (in Russian).
12. Tsvelev N. About the genus *Stellaria* L., Caryophyllaceae in Eastern Europe [O rode Zvezdchatka (*Stellaria* L., Caryophyllaceae) v Vostochnoy Yevrope]. *Byulleten Moskovskogo Obshchestva Ispytatelei Prirody. Otdel Biologicheskii*, 2000; 105 (1): 69–72 (in Russian).
13. Flora of Eastern Europe. V. 11. Angiosperms – Dicotyledons [Flora Vostochnoy Yevropy. T. 11. Pokrytosemennyye – Dvudol'nyye]. The team of authors. Ed. N. Tsvelev. M. – SPb.: KMK Scientific Press, 2004, 536 p. (in Russian).
14. Flora of the Lower Volga region. Dicotyledonous flowering plants (Crassulaceae – Cornaceae) [Flora Nizhnego Povolzh'ya. Razdelnolepестnyye dvudolnyye tsvetkovyye rasteniya (Crassulaceae – Cornaceae)]. V. 2. Part 2. Ed. N. Reshetnikova. N. Tsitsin RAS Main Botanical Garden. M.: KMK Scientific Press, 2018, 519 p. (in Russian).
15. Flora of Siberia: in 14 volumes. V. 6. Portulacaceae – Ranunculaceae [Flora Sibiri: v 14 t.]. Ed. L. Malysheva, G. Peshkova. Novosibirsk: Science, Sib. otdel., 1993, 310 p. (in Russian).
16. Fior S., Karis P. O., Casazza G., Minuto L., & Sala F. Molecular phylogeny of the Caryophyllaceae (Caryophyllales) inferred from chloroplast matK and nuclear rDNA ITS sequences. *American journal of botany*, 2006; 93 (3): 399–411. URL: <https://doi.org/10.3732/ajb.93.3.399>.
17. Harbaugh D., Nepokroeff M., Rabeler R., McNeill J., Zimmer E., & Wagner W. A new lineage-based tribal classification of the family Caryophyllaceae. *International Journal of Plant Sciences*, 2010; 171 (2): 185–198. URL: <https://doi.org/10.1086/648993>.
18. Hernández-Ledesma P., Walter G., Berendsohn W., Borsch T., von Mering S., Akhane H., Arias S., Castañeda-Noa I., Eggli U., Eriksson R., Flores-Olvera H., Fuentes-Bazán S., Kadereit G., Klak C., Korotkova N., Nyffeler R., Ocampo G., Ochoterena H., Oxelman B., Rabeler R., Sanchez A., Schlumpberger B. & Uotila P. A taxonomic backbone for the global synthesis of species diversity in the angiosperm order Caryophyllales. *Willdenowia*, 2015; 45 (3): 281–383. URL: <https://doi.org/10.3372/wi.45.45301>.
19. Greenberg A., Donoghue M. Molecular systematics and character evolution in Caryophyllaceae. *Taxon*, 2011; 60 (6): 1637–1652. URL: <https://doi.org/10.1002/tax.606009>.
20. Madhani H., Rabeler R., Pirani A., Oxelman B., Heubl G., & Zarre S., 2018. Untangling phylogenetic patterns and taxonomic confusion in tribe Caryophyllae (Caryophyllaceae) with special focus on generic boundaries. *Taxon*, 2018; 67 (1): 83–112. URL: <https://doi.org/10.12705/671.6>.

Caryophyllaceae as inferred from 5' ndhF sequences. – *American Journal of Botany*, 89 (8): 1336–1341. URL: <https://doi.org/10.3732/ajb.89.8.1336>.

22. Автоматизированная система доступа к данным таможенной статистики внешней торговли «Доступ-ТСВТ» (АСД «Доступ-ТСВТ»). – URL: <http://stat.customs.ru> (дата обращения: 03.06.2021).

23. Афонин А., Грин С., Дзюбенко Н., Фролов А., 2008. Агроэкологический атлас России и сопредельных стран: экономически значимые растения, их болезни, вредители и сорные растения [DVD-версия]. – URL: <http://www.agroatlas.ru> (дата обращения: 09.07.2021).

24. Россельхознадзор: Ввоз. Вывоз. Транзит. – URL: <http://www.fsvps.ru/fsvps/importExport> (дата обращения: 18.05.2021).

25. Countries – International Plant Protection Convention. – URL: <https://www.ippc.int/en/countries> (дата обращения: 10.09.2021).

26. Holstein J. GBIF: Global Biodiversity Information Facility. – University of Ulm, 2001. – URL: <https://www.gbif.org> (дата обращения: 01.09.2021).

27. The Plant List (TPL). – URL: <http://www.theplantlist.org> (дата обращения: 28.09.2021).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Орлова Юлия Викторовна, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник научно-методического отдела инвазивных видов растений ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; ORCID ID 0000-0002-3330-6976, e-mail: orl-jul@mail.ru.

Кулакова Юлиана Юрьевна, кандидат биологических наук, ведущий научный сотрудник – начальник научно-методического отдела инвазивных видов растений ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; ORCID ID 0000-0002-9973-7584, e-mail: thymus73@mail.ru.

Сухолюзова Екатерина Александровна, кандидат биологических наук, младший научный сотрудник Пензенского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Пенза, Россия; ORCID ID 0000-0003-1272-4586, e-mail: E_kobozeva@mail.ru.

Разумова Елена Владимировна, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник Воронежского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Воронеж, Россия; ORCID ID 0000-0003-2485-6439, e-mail: erazumova18@mail.ru.

21. Smissen R., Clement J., Garnock-Jones P., & Chambers G. Subfamilial relationships within Caryophyllaceae as inferred from 5' ndhF sequences. *American Journal of Botany*, 2002; 89 (8): 1336–1341. URL: <https://doi.org/10.3732/ajb.89.8.1336>.

22. Automated system of access to data of customs statistics of foreign trade “Access-TSVT” (ASD “Access-TSVT”). URL: <http://stat.customs.ru> (last accessed: 03.06.2021) (in Russian).

23. Afonin A., Green S., Dzyubenko N., Frolov A., 2008. Agroecological atlas of Russia and neighboring countries: economically significant plants, their diseases, pests and weeds [DVD version]. URL: <http://www.agroatlas.ru> (last accessed: 09.07.2021) (in Russian).

24. Rosselkhoznadzor: Import. Export. Transit. URL: <http://www.fsvps.ru/fsvps/importExport> (last accessed: 18.05.2021) (in Russian).

25. Countries – International Plant Protection Convention. URL: <https://www.ippc.int/en/countries> (last accessed: 10.09.2021).

26. Holstein J. GBIF: Global Biodiversity Information Facility. – University of Ulm, 2001. URL: <https://www.gbif.org> (last accessed: 01.09.2021).

27. The Plant List (TPL). URL: <http://www.theplantlist.org> (last accessed: 28.09.2021).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Yulia Orlova, PhD in Biology, Senior Researcher, Research and Methodology Department of Invasive Plant Species, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; ORCID ID 0000-0002-3330-6976, e-mail: orl-jul@mail.ru.

Yuliana Kulakova, PhD in Biology, Leading Researcher, Head of Research and Methodology Department of Invasive Plant Species, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; ORCID ID 0000-0002-9973-7584, e-mail: thymus73@mail.ru.

Ekaterina Sukholozova, PhD in Biology, Junior Researcher, Penza Branch of FGBU “VNIICR”, Penza, Russia; ORCID ID 0000-0003-1272-4586, e-mail: E_kobozeva@mail.ru.

Elena Razumova, PhD in Biology, Senior Researcher, Voronezh Branch of FGBU “VNIICR”, Voronezh, Russia; ORCID ID 0000-0003-2485-6439, e-mail: erazumova18@mail.ru.

Вирус некроза побегов хризантемы (Chrysanthemum stem necrosis virus): распространенность, биология, методы диагностики

О.Н. КОРНИЛАЕВА¹, О.О. БЕЛОШАПКИНА², Ю.Н. ПРИХОДЬКО³

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

² ФГБОУ ВО «Российский государственный аграрный университет – МСХА имени К.А. Тимирязева», г. Москва, Россия

¹ ORCID 0000-0003-1276-6997,
e-mail: morozova-510@yandex.ru

² ORCID 0000-0002-8564-8142,
e-mail: beloshapkina58@mail.ru

³ e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru

АННОТАЦИЯ

Вирус некроза побегов хризантемы Chrysanthemum stem necrosis virus (CSNV), распространенный в Южной Корее, Бразилии, Иране и Японии, при сильном заражении вызывает отмирание растений-хозяев, основными из которых являются хризантема крупноцветковая и томат. К эффективным переносчикам вируса относятся калифорнийский и томатный трипсы. Существует реальная опасность интродукции и широкой акклиматизации данного вируса как в теплицах, так и в открытом грунте в южных регионах Российской Федерации, что вызывает необходимость его достоверной диагностики лабораторными методами. Экспериментально на базе ВНИИКР доказано, что метод полимеразной цепной реакции (ПЦР) в режиме реального времени оказался более чувствительным методом по сравнению с классической ПЦР. В проанализированных образцах растений хризантемы из нескольких оранжерейных хозяйств вирус некроза побегов хризантемы не был обнаружен.

Ключевые слова. Растение-хозяин, род *Tospovirus*, CSNV, биологические и структурные особенности, ПЦР.

ВВЕДЕНИЕ

В последние десятилетия во многих странах мира промышленное цветоводство является наиболее динамично развивающейся отраслью растениеводства. Среди цветочных культур хризантема занимает 2-е место в мире по объемам

Chrysanthemum stem necrosis virus: area, biology, diagnosis methods

O.N. KORNILAEVA¹, O.O. BELOSHAPKINA², YU.N. PRIKHODKO³

^{1,3} FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIICR"), Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia

² Russian State Agrarian University – Moscow Timiryazev Agricultural Academy, Moscow, Russia

¹ ORCID 0000-0003-1276-6997,
e-mail: morozova-510@yandex.ru

² ORCID 0000-0002-8564-8142,
e-mail: beloshapkina58@mail.ru

³ e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru

ABSTRACT

Chrysanthemum stem necrosis virus (CSNV), common in South Korea, Brazil, Iran and Japan, with a strong infection causes the death of host plants, the main of which are *Dendranthema x grandiflorum* and tomato. Effective vectors of the virus are western flower thrips and tomato thrips. There is a real risk of introduction and massive adaptation of this virus both in greenhouses and open ground in the southern regions of the Russian Federation, which accounts for the necessity of its reliable diagnosis by laboratory methods. FGBU "VNIICR" has experimentally proved that the method of polymerase chain reaction in real time (RT-PCR) turned out to be a more sensitive method compared to classical PCR. Chrysanthemum stem necrosis virus was not detected in chrysanthemum plant samples from several greenhouse farms analyzed by PCR.

Key words. Host plant, genus *Tospovirus*, CSNV, biological and structural features, PCR.

INTRODUCTION

Over the last decades, industrial floriculture has been the most dynamically developing branch of plant growing in many countries. Among flower crops, chrysanthemum ranks second in the world in terms of flower trade (12%) after rose (30%), being a popular and commercially profitable crop both for growing in open

торговли цветами (12%) после розы (30%), являясь популярной и коммерчески выгодной культурой как для выращивания в открытом грунте, так и для выгонки в теплицах (Кошкин и др., 2012). Хризантему, как и большинство цветочно-декоративных культур, размножают вегетативным способом, что может приводить к случаям массового тиражирования и широкого распространения клонов, зараженных различными системными возбудителями болезней, в том числе и опасными вирусами.

Одним из таких патогенов является вирус некроза побегов хризантемы *Chrysanthemum stem necrosis virus* (CSNV), который при сильном поражении способен вызывать отмирание растений восприимчивых сортов, что приводит к значительным экономическим потерям. Этот вирус был впервые описан в середине 90-х гг. XX века в штате Сан-Паулу, Бразилия, где широко распространился на хризантеме крупноцветковой (de Oliveira et al., 2012). Затем о выявлении этого вируса в растениях хризантемы с симптомами некроза побегов было сообщено из Нидерландов (Takeshita et al., 2011). Вирус входит в Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза и является отсутствующим на территории ЕАЭС. Диагностика отсутствующих видов должна быть хорошо отработанной, и необходимо использовать высокочувствительные и специфичные методы (Морозова и др., 2017).

В Российскую Федерацию из стран Южной Америки ежегодно импортируются сотни тысяч растений хризантемы, ввиду чего существует реальная опасность интродукции и широкой акклиматизации вируса некроза побегов хризантемы как в теплицах, так и в открытом грунте в южных регионах нашей страны.

Основным растением – хозяином CSNV является хризантема крупноцветковая (*Dendranthema x grandiflorum*) (Bezerra et al., 1999; Takeshita et al., 2011).

CSNV вызывает у растений хризантемы некрозы побегов, хлоротические и/или некротические пятна и кольца на листьях, увядание листьев и побегов, некрозы на цветоножках и цветоложах. Некрозы на побегах могут иметь вид штрихов, полос или пятен. Некрозы на листьях могут быть окружены участками хлоротизированной ткани (EPPO, 2005).

В Бразилии и Японии CSNV распространен также на томате (*Lycopersicon esculentum*) (de Oliveira et al., 2012; Logemann et al., 1987). Имеются сообщения о выявлении этого вируса на гербере (*Gerbera* sp.) в Словении (King et al., 2012), астре китайской (*Callistephus chinensis*) и эустоме крупноцветковой, или лизиантусе Рассела (*Eustoma grandiflorum*), в Японии (Logemann et al., 1987). В Бразилии CSNV был также выявлен в смешанной инфекции с другими тосповирусами – Tomato spotted wilt virus (TSWV), Zucchini lethal chlorosis virus (ZLCV) и/или Groundnut ringspot virus (GRSV) на растениях эустомы *Eustoma grandiflorum*, каллистепфуса *Callistephus* sp. и крестовника кровавого *Senecio cruentus* (Alexandre et al., 1999).

При искусственном заражении данный вирус инфицирует также баклажан *Solanum melongena*, перец *Capsicum annuum*, физалис *Physalis occidentalis*, огурец *Cucumis sativus*, тыкву *Cucurbita pepo*,

ground and greenhouses (Koshkin et al., 2012). *Chrysanthemum*, like most flower and ornamental crops, is propagated vegetatively, which can lead to cases of mass replication and widespread distribution of clones infected with various systemic pathogens, including dangerous viruses.

One of such pathogens is *Chrysanthemum stem necrosis virus* (CSNV), which, with severe damage, can cause the death of plants of susceptible varieties, which leads to significant economic losses. This virus was first described in the mid-1990s in the state of São Paulo, Brazil, where it spread widely on the large-flowered chrysanthemum (de Oliveira et al., 2012). Then, the detection of this virus in chrysanthemum plants with symptoms of stem necrosis was reported from the Netherlands (Takeshita et al., 2011). The virus is included in the Common List of Quarantine Objects of the Eurasian Economic Union (EAEU) and is absent in the EAEU. Diagnostics of absent species should be well developed, and highly sensitive and specific methods should be used (Morozova et al., 2017).

Hundreds of thousands of chrysanthemum plants are annually imported into the Russian Federation from the countries of South America, which is why there is a real danger of the introduction and massive adaptation of the chrysanthemum stem necrosis virus both in greenhouses and in the open field in the southern regions of Russia.

The main host plant of CSNV is *Dendranthema x grandiflorum* (Bezerra et al., 1999; Takeshita et al., 2011).

CSNV causes necrosis of stems in chrysanthemum plants, chlorotic and/or necrotic spots and rings on leaves, wilting of leaves and shoots, necrosis on pedicels and receptacles. Stem necrosis may appear as streaks, stripes or spots. Leaf necrosis may be surrounded by areas of chlorotic tissue (EPPO, 2005).

In Brazil and Japan, CSNV is also spread on tomato (*Lycopersicon esculentum*) (de Oliveira et al., 2012; Logemann et al., 1987). There are reports of the detection of this virus on gerbera (*Gerbera* sp.) in Slovenia (King et al., 2012), China aster (*Callistephus chinensis*) and lisianthus (*Eustoma grandiflorum*), in Japan (Logemann et al., 1987). In Brazil, CSNV was also detected in a mixed infection with other tospoviruses – Tomato spotted wilt virus (TSWV), Zucchini lethal chlorosis virus (ZLCV) and/or Groundnut ringspot virus (GRSV) on *Eustoma grandiflorum*, *Callistephus* sp. and *Senecio cruentus* (Alexandre et al., 1999).

When artificially infected, this virus also affects eggplant *Solanum melongena*, pepper *Capsicum annuum*, physalis *Physalis occidentalis*, cucumber *Cucumis sativus*, pumpkin *Cucurbita pepo*, lettuce *Lactuca sativa*, spinach *Spinacia oleracea*, beans *Phaseolus vulgaris*, cowpeas *Vigna unguiculata*, peas *Pisum sativum*, thorn apple *Datura stramonium*, different tobacco species – *Nicotiana benthamiana*, *N. occidentalis*, *N. rustica*, *N. tabacum*, apple-of-Peru *Nicandra physalodes*, common zinnia *Zinnia elegans* and others (Bezerra et al., 1999; Logemann et al., 1987; Takeshita et al., 2011). All these plants can be considered as potential host plants of CSNV.

салат *Lactuca sativa*, шпинат *Spinacia oleracea*, фасоль *Phaseolus vulgaris*, вигну *Vigna unguiculata*, горох *Pisum sativum*, дурман *Datura stramonium*, разные виды табака – *Nicotiana benthamiana*, *N. occidentalis*, *N. rustica*, *N. tabacum*, никандру *Nicandra physalodes*, циннию *Zinnia elegans* и некоторые другие (Bezerra et al., 1999; Logemann et al., 1987; Takeshita et al., 2011). Все эти растения можно рассматривать в качестве потенциальных хозяев CSNV.

В настоящее время, по данным ЕОКЗР, вирус распространен в Южной Корее, Бразилии, Иране и Японии (EPPO, 2021; Wu et al., 2014). Встречался он и в некоторых европейских странах (Нидерландах, Великобритании, Словении, Бельгии), где растения хризантемы для закладки маточных насаждений были ввезены из Бразилии, но поскольку очаги вируса во всех этих странах были ликвидированы, сейчас CSNV считается отсутствующим в Европе (Eiras et al., 2001; Wu et al., 2014).

CSNV на основании строения генома относится к роду *Orthotospovirus*, типовым представителем которого является вирус пятнистого увядания томата TSWV (Jafarpour et al., 2010). CSNV входит в американскую ветвь ортотосповирусов, которые отличаются от азиатских по наличию триады аминокислот (RGD) в гене, кодирующем гликопротеин Gc (Mumford et al., 1996).

Вирионы CSNV представляют собой округлые или плеоморфные частицы диаметром 75–120 нм, на поверхности которых имеются выступы длиной 5–10 нм (de Oliveira et al., 2012).

В вирионах содержится 58–79% белка, 20–30% липидов, 2–7% углеводов и 1–2% РНК. Вирус размножается в цитоплазме клеток. Созревание вирионов происходит почкованием в пузырьках аппарата Гольджи и цистернах эндоплазматического ретикулума (Bucher et al., 2003).

Молекулы геномной РНК энкапсидированы нуклеопротеином, образуя рибонуклеопротеиновый комплекс, покрытый липопротеиновой оболочкой. Геном состоит из трех различных по размерам молекул односпиральной кольцевой РНК, обозначаемых как L, M и S, которые состоят из 8960, 4828 и 2949 нуклеотидов соответственно. РНК-L кодирует белок L (РНК-зависимую

At present, according to EPPO, the virus is common in South Korea, Brazil, Iran and Japan (EPPO, 2021; Wu et al., 2014). It was also reported in some European countries (the Netherlands, Great Britain, Slovenia, Belgium), where chrysanthemum plants for laying uterine plantings were imported from Brazil, but since the outbreaks of the virus in all these countries have been eliminated, CSNV is now considered absent in Europe (Eiras et al., 2001; Wu et al., 2014).

Based on the genome structure, CSNV belongs to the genus *Orthotospovirus*, a typical representative of which is TSWV (Jafarpour et al., 2010). CSNV belongs to the American branch of orthotospoviruses, which differ from the Asian ones in the presence of the amino acid triad (RGD) in the gene encoding the glycoprotein Gc (Mumford et al., 1996).

CSNV virions are round or pleomorphic particles with a diameter of 75–120 nm, on the surface of which there are protrusions 5–10 nm long (de Oliveira et al., 2012).

Virions contain 58–79% protein, 20–30% lipids, 2–7% carbohydrates, and 1–2% RNA. The virus multiplies in the cytoplasm of cells. Maturation of virions occurs by budding in the vesicles of the Golgi apparatus and cisterns of the endoplasmic reticulum (Bucher et al., 2003).

Genomic RNA molecules are encapsulated by a nucleoprotein, forming a ribonucleoprotein complex covered with a lipoprotein envelope. The genome consists of three single-stranded circular RNA molecules of different sizes, designated L, M, and S, which consist of 8960, 4828, and 2949 nucleotides, respectively. RNA-L encodes protein L (RNA-dependent RNA polymerase), which is associated with viral transcription and replication (Bucher et al., 2003). RNA-M contains a glycoprotein precursor encoding 2 glycoproteins (Gn and Gc), which are responsible for a specific relationship with cellular receptors in the organism of vectors and intercellular transport of the virus in the host plant (Verhoeven et al., 1996). RNA-S encodes protein N (nucleoprotein, or nucleocapsid), which is responsible for the formation of the structure of virions and regulation of transcription, as well as the non-structural protein NSS, which is an RNA suppressor (Boben et al., 2007). In terms of nucleotide sequence identity on

RNA-S and RNA-M, CSNV is phylogenetically closest to the following tospoviruses: TSWV, Impatiens necrotic spot tospovirus (INSV), Groundnut ringspot virus (GRSV), Tomato chlorotic spot virus (TCSV), Zucchini lethal chlorosis virus (ZLCV), Alstroemeria necrotic streak virus (ANSV) and Melon severe mosaic virus (MSMV) (de Jongle et al., 2013).

CSNV is not transmitted with seeds (Eiras et al., 2001). In nature, this virus is spread by insects of the family Thripidae (Thysanoptera) – western flower thrips *Frankliniella occidentalis*



Рис. 1. Замороженные образцы листьев хризантемы крупноцветковой для выявления CSNV и других тосповирусов (фото авторов)

Fig. 1. Frozen leaf samples of large-flowered chrysanthemum for the detection of CSNV and other tospoviruses (photo by the authors)

РНК-полимеразу), взаимосвязанный с транскрипцией и репликацией вирусов (Bucher et al., 2003). На РНК-М расположен гликопротеиновый прекурсор, кодирующий 2 гликопротеина (Gn и Gc), которые отвечают за специфическую взаимосвязь с клеточными рецепторами в организме переносчиков и межклеточный транспорт вируса в растении-хозяине (Verhoeven et al., 1996). РНК-S кодирует белок N (нуклеопротеин, или нуклеокапсид), ответственный за формирование структуры вирионов и регуляцию транскрипции, а также неструктурный белок NSS, являющийся супрессором РНК (Boben et al., 2007). По идентичности последовательности нуклеотидов на РНК-S и РНК-M CSNV филогенетически наиболее близок к следующим тосповирусам: TSWV, Impatiens necrotic spot tospovirus (INSV), Groundnut ringspot virus (GRSV), Tomato chlorotic spot virus (TCSV), Zucchini lethal chlorosis virus (ZLCV), Alstroemeria necrotic streak virus (ANSV) и Melon severe mosaic virus (MSMV) (de Jongle et al., 2013).

CSNV не передается семенами (Eiras et al., 2001). В природе этот вирус распространяется насекомыми семейства Thripidae (Thysanoptera) – западным цветочным (калифорнийским) трипсом *Frankliniella occidentalis* (Pergande) и томатным трипсом *F. schultzei* Trybom. Повсеместно распространенный табачный трипс *Thrips tabaci* Lindeman, а также трипс Пальма *Thrips palmi* Karny не являются переносчиками этого вируса (Bezerra et al., 1999; Eiras et al., 2001). Вирус приобретают 1-я и 2-я личиночные стадии трипсов в процессе питания на зараженных растениях всего в течение 15–30 мин. питания. Ортотосповирусы размножаются в организме насекомых-переносчиков и сохраняются на протяжении всей их жизни, активно распространяясь через имаго трипсов, но не передаются через яйца.

Для сохранения и размножения изолятов CSNV рекомендуется использовать растения *Nicotiana benthamiana* и *Datura stramonium* (Boben et al., 2007; Mumford et al., 1996; Okuda et al., 2001).

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Достоверная диагностика CSNV невозможна без использования современных высокочувствительных методов лабораторной экспертизы. В качестве отборочных используют тесты на растениях-индикаторах, метод иммуноферментного анализа и ПЦР-тест.

В задачи данного исследования входила апробация двух модификаций ПЦР и двух пар праймеров, наборов реагентов для ПЦР различных фирм-производителей, лиофилизированных контрольных образцов растений-накопителей, содержащих изоляты ортотосповирусов, с целью выявления наиболее адаптированных и чувствительных методик.

Поскольку CSNV и другие ортотосповирусы сохраняют инфекционность на протяжении не менее одного года при замораживании при –80 °C (Boben et al., 2007), мы использовали коллекционный материал фирмы DSMZ (Германия), представляющий собой лиофилизированные листья растений-накопителей, содержащие изоляты этих вирусов (рис. 1).

Для выделения РНК CSNV использовали коммерческий набор реагентов для экстракции

(Pergande) and tomato thrips *F. schultzei* Trybom. Widely spread common cotton thrips *Thrips tabaci* Lindeman and palm thrips *Thrips palmi* Karny are not vectors of this virus (Bezerra et al., 1999; Eiras et al., 2001). The virus is acquired by the 1st and 2nd larval stages of thrips in the process of feeding on infected plants for a total of 15–30 minutes nutrition. Orthotospoviruses multiply in the organism of insect vectors and persist throughout their life, actively spreading through the imago of thrips, but not transmitted through eggs.

For the preservation and propagation of CSNV isolates, it is recommended to use plants *Nicotiana benthamiana* and *Datura stramonium* (Boben et al., 2007; Mumford et al., 1996; Okuda et al., 2001).

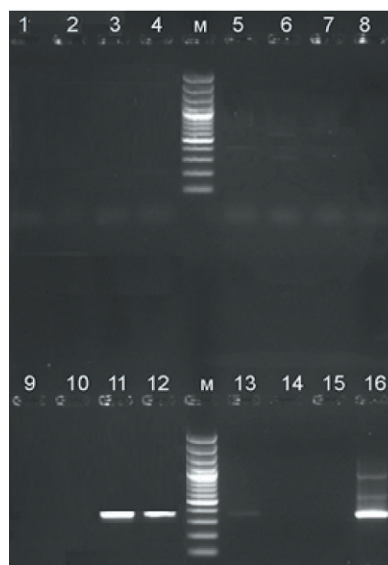


Рис. 2. Электрофореграмма продуктов амплификации при выявлении вируса некроза побегов хризантемы (CSNV) методом классической ПЦР с использованием праймеров CSNVUP1/CSNVLO1 (Boben et al., 2007).

Варианты: 1 – INSV PV-0280; 2 – TSWV PV-0393; 3 – INSV PV-0281; 4 – INSV PV-0485; 5 – TSWV PV-0182; 6 – TSWV PV-0204; 7 – TSWV 07501; 8 – TSWV; 9 – WSMoV¹ PV-0283; 10 – IYSV² PV-0528; 11 – CSNV PV-0529; 12 – CSNV PV-0529 1/10; 13 – CSNV PV-0529 1/100; 14 – CSNV PV-0529 1/1000; 15 – CSNV PV-0529 1/10000; 16 – положительный контроль амплификации (CSNV PV-0529).

Fig. 2. Electrophoretogram of amplification products in the detection of CSNV by classical PCR using primers CSNVUP1/CSNVLO1 (Boben et al., 2007).

Variants: 1 – INSV PV-0280; 2 – TSWV PV-0393; 3 – INSV PV-0281; 4 – INSV PV-0485; 5 – TSWV PV-0182; 6 – TSWV PV-0204; 7 – TSWV 07501; 8 – TSWV; 9 – WSMoV¹ PV-0283; 10 – IYSV² PV-0528; 11 – CSNV PV-0529; 12 – CSNV PV-0529 1/10; 13 – CSNV PV-0529 1/100; 14 – CSNV PV-0529 1/1000; 15 – CSNV PV-0529 1/10000; 16 – positive amplification control (CSNV PV-0529).

¹ WSMoV – Watermelon silver mottle virus.

² IYSV – Iris yellow spot virus.

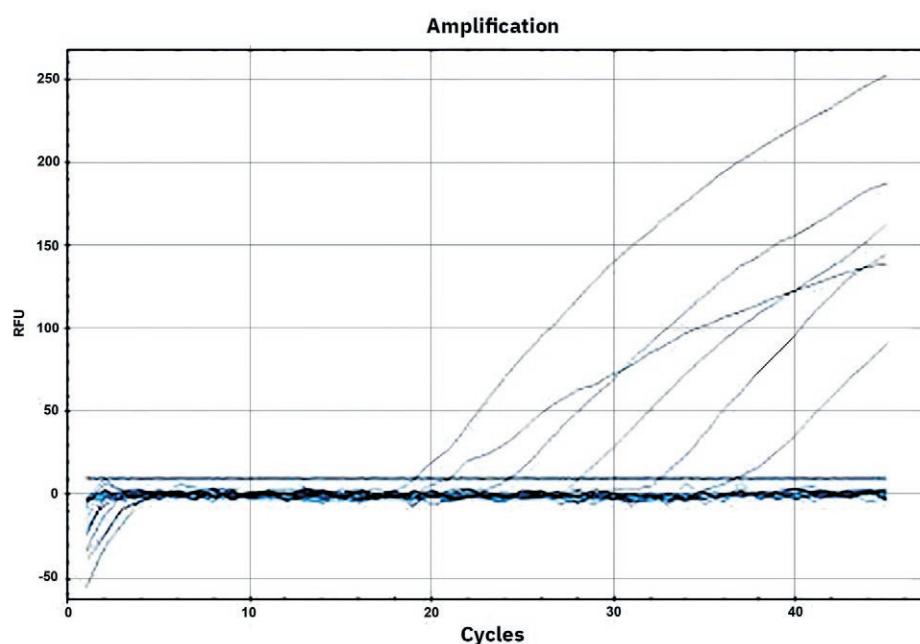


Рис. 3. Графики накопления продуктов амплификации при выявлении вируса некроза побегов хризантемы (CSNV) методом ПЦР в реальном времени с использованием праймеров CSNV-F/CSNV-R и зонда CSNV-MGB (Boben et al., 2007).

Варианты: 1 – INSV PV-0280;
2 – TSWV PV-0393; 3 – INSV PV-0281;
4 – INSV PV-0485; 5 – TSWV PV-0182;
6 – TSWV PV-0204; 7 – TSWV 07501;
8 – TSWV; 9 – WSMoV PV-0283;
10 – IYSV PV-0528; 11 – CSNV PV-0529;
12 – CSNV PV-0529 1/10;
13 – CSNV PV-0529 1/100;
14 – CSNV PV-0529 1/1000;
15 – CSNV PV-0529 1/10000;
16 – положительный контроль амплификации (CSNV PV-0529).

Fig. 3. Charts of the accumulation of amplification products in the detection of CSNV by RT-PCR using primers CSNV-F/CSNV-R and probe CSNV-MGB (Boben et al., 2007).

Variants: 1 – INSV PV-0280;
2 – TSWV PV-0393; 3 – INSV PV-0281;
4 – INSV PV-0485; 5 – TSWV PV-0182;
6 – TSWV PV-0204; 7 – TSWV 07501;
8 – TSWV; 9 – WSMoV PV-0283;
10 – IYSV PV-0528;
11 – CSNV PV-0529;
12 – CSNV PV-0529 1/10;
13 – CSNV PV-0529 1/100;
14 – CSNV PV-0529 1/1000;
15 – CSNV PV-0529 1/10000;
16 – positive amplification control (CSNV PV-0529).

нуклеиновых кислот, изготовленный отечественным производителем ООО «АгроДиагностика». Реакцию обратной транскрипции проводили с универсальным праймером Random dN₆ и обратной транскриптазой MMLV.

Для выявления CSNV методом ПЦР в реальном времени использовали праймеры CSNV-F (5'-TGAATTTGAGGAAGAACAACCA-3'), CSNV-R (5'-CTGATCCAGGTTGTCATTGCA-3) и зонд CSNV-MGB (FAM-TTGCATTCAACTTCC-BHQ1) (Boben et al., 2007), а для классической ПЦР – праймеры CSNVUP1 (5'-AGCTGGTGAAGTTGAATTTGAG-3') и CSNVLO1 (5'-CATTCAAGCTAAGCCCGTATGC-3') (Boben et al., 2007), амплифицирующие участки гена нуклеокапсида величиной 70 п. о. и 357 п. о. соответственно.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Работа проводилась в лаборатории вирусологии Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР».

В экспериментах, проведенных методами ПЦР в реальном времени и классической ПЦР, установлена высокая специфичность испытуемых праймеров, так как они реагировали лишь с изолятом целевого объекта и не реагировали с изолятами других ортотосповирусов (рис. 2, 3).

MATERIALS AND METHODS

Reliable diagnosis of CSNV is impossible without the use of modern highly sensitive methods of laboratory examination. Tests on indicator plants, enzyme-linked immunosorbent assay and PCR test are used as qualifying tests.

The objectives of this study included the testing of two PCR modifications and two pairs of primers, sets of reagents for PCR from various manufacturers, lyophilized control samples of storage plants containing orthotospovirus isolates in order to identify the most adapted and sensitive methods.

Since CSNV and other orthotospoviruses remain infectious for at least one year when frozen at -80 °C (Boben et al., 2007), we used collection material from DSMZ (Germany), which is lyophilized leaves of storage plants containing isolates of these viruses (Fig. 1).

To isolate CSNV RNA, we used a commercial set of reagents for the extraction of nucleic acids, manufactured by the Russian manufacturer AgroDiagnostica. The reverse transcription reaction was performed with a universal primer Random dN₆ and reverse transcriptase MMLV.

To detect CSNV by RT-PCR, the primers were used CSNV-F (5'-TGAATTTGAGGAAGAACAACCA-3'), CSNV-R (5'-CTGATCCAGGTTGTCATTGCA-3) and probe CSNV-MGB (FAM-TTGCATTCAACTTCC-BHQ1) (Boben et al., 2007), and for classical PCR – the primers CSNVUP1 (5'-AGCTGGTGAAGTTGAATTTGAG-3') and CSNVLO1 (5'-CATTCAAGCTAAGCCCGTATGC-3') (Boben et al., 2007), amplifying regions of the nucleocapsid gene of 70 bp and 357 bp respectively.

RESULTS AND DISCUSSION

The work was carried out in the Virology Laboratory of the Testing Laboratory Center of FGBU «VNIICR».

In experiments carried out by RT-PCR and classical PCR, a high specificity of the tested primers was established, since they reacted only with the target isolate and did not react with isolates of other orthotospoviruses (Fig. 2, 3).

In subsequent experiments with positive control samples of orthotospoviruses, it was found that RT-PCR is a more sensitive method compared to classical PCR. Thus, the RT-PCR method made it possible to detect CSNV at a cDNA dilution up to

В последующих экспериментах с положительными контрольными образцами ортотосповирусов установлено, что ПЦР в реальном времени является более чувствительным методом по сравнению с классической ПЦР. Так, метод ПЦР в реальном времени позволял выявлять CSNV при разведении кДНК до 1/10000 включительно, тогда как классическая ПЦР – лишь при разведении не более 1/100 (см. таблицу).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ И ВЫВОДЫ

При сравнении методов ПЦР в режиме реального времени и классической ПЦР было установлено, что чувствительность 1-го метода гораздо выше.

Таблица
Определение специфичности
и чувствительности методов ПЦР
в реальном времени и классической
ПЦР в выявлении вируса некроза
побегов хризантемы (CSNV)

№ п/п	Варианты	ПЦР в реальном времени		Классическая ПЦР
		Пороговый цикл	Результат	Результат
1	INSV PV-0280 (DSMZ, Германия)	–	–	–
2	TSWV PV-0393 (DSMZ, Германия)	–	–	–
3	INSV PV-0281 (DSMZ, Германия)	–	–	–
4	INSV PV-0485 (DSMZ, Германия)	–	–	–
5	TSWV PV-0182 (DSMZ, Германия)	–	–	–
6	TSWV PV-0204 (DSMZ, Германия)	–	–	–
7	TSWV 07501 (LOEWE, Германия)	–	–	–
8	TSWV (Adgen, Шотландия)	–	–	–
9	WSMoV PV-0283 (DSMZ, Германия)	–	–	–
10	IYSV PV-0528 (DSMZ, Германия)	–	–	–
11	CSNV PV-0529	19,10	+	+
12	CSNV PV-0529 1/10	24,26	+	+
13	CSNV PV-0529 1/100	28,13	+	+
14	CSNV PV-0529 1/1000	32,51	+	–
15	CSNV PV-0529 1/10000	36,69	+	–
16	Положительный контроль амплификации	21,02	+	+

1/10000 inclusive, while classical PCR – only at a dilution of no more than 1/100 (see Table).

CONCLUSION

When comparing PT-PCR and classical PCR, it was found that the sensitivity of the 1st method is much higher. There was no non-specific reaction of primers CSNV-F, CSNV-R and the CSNV-MGB probe (Boben et al., 2007) and primers CSNVUP1 and CSNVLO1 (Boben et al., 2007) with isolates of non-target tospoviruses TSWV, INSV, IYSV, and WSMoV, which indicates their high specificity for CSNV.

Based on the results of the studies, a method was developed for the detection and identification of

Table
Determination of the specificity
and sensitivity of RT-PCR methods
and classical PCR
in the detection of CSNV

№	Variants	RT-PCR	Classical PCR	
		Threshold cycle	Result	Result
1	INSV PV-0280 (DSMZ, Germany)	–	–	–
2	TSWV PV-0393 (DSMZ, Germany)	–	–	–
3	INSV PV-0281 (DSMZ, Germany)	–	–	–
4	INSV PV-0485 (DSMZ, Germany)	–	–	–
5	TSWV PV-0182 (DSMZ, Germany)	–	–	–
6	TSWV PV-0204 (DSMZ, Germany)	–	–	–
7	TSWV 07501 (LOEWE, Germany)	–	–	–
8	TSWV (Adgen, Scotland)	–	–	–
9	WSMoV PV-0283 (DSMZ, Germany)	–	–	–
10	IYSV PV-0528 (DSMZ, Germany)	–	–	–
11	CSNV PV-0529	19.10	+	+
12	CSNV PV-0529 1/10	24.26	+	+
13	CSNV PV-0529 1/100	28.13	+	+
14	CSNV PV-0529 1/1000	32.51	+	–
15	CSNV PV-0529 1/10000	36.69	+	–
16	Positive amplification control	21.02	+	+

Не отмечено неспецифической реакции праймеров CSNV-F, CSNV-R и зонда CSNV-MGB (Boben et al., 2007) и праймеров CSNVUP1 и CSNVLO1 (Boben et al., 2007) с изолятами нецелевых тосповирусов TSWV, INSV, IYSV и WSMoV, что свидетельствует об их высокой специфичности к CSNV.

По результатам проведенных исследований была разработана методика выявления и идентификации вируса некроза побегов хризантемы, предусматривающая проведение скринингового теста методом ПЦР в реальном времени с праймерами CSNV-F, CSNV-R и зондом CSNV-MGB и подтверждающего теста методом классической ПЦР с праймерами CSNVUP1 и CSNVLO1.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Кошкин Е., Панфилова О., Пильщикова Н. Качество продукции цветоводства: проблемы и решения. – М.: РГАУ-МСХА, 2012, 16–19.
2. Морозова О., Шнейдер Ю., Приходько Ю., Белошапкина О., 2017. Отработка методов диагностики вирусов некротической пятнистости бальзамина и бронзовости томата в растениях-хозяевах и насекомых-переносчиках. – Карантин растений. Наука и практика, 4 (22): 25–28.
3. Alexandre M., Duarte L., Rivas M., Chagas C., 1999. Mixed infection by Tospovirus species in ornamental crops in Sao Paulo state, Brazil. – *Summa phytopathol*, № 25: 353–356.
4. Bezerra I., de Resende R., Pozzer L., Nagata T., Kormelink R., de Ávila A.C., 1999. Increase of tospoviral diversity in Brazil with the identification of two new tospovirus species, one from chrysanthemum and one from zucchini. – *Phytopathology*, № 89: 823–830.
5. Boben J., Mehle N., Pirc M., Mavric Plesko I., Ravnkar M., 2007. New molecular diagnostic methods for detection of Chrysanthemum stem necrosis virus (CSNV). – *Acta Biologica Slovenica*, № 50: 41–51.
6. Bucher E., Sijen T., de Haan P., Goldbach R., Prins M., 2003. Negative-strand tospoviruses and tenuiviruses carry a gene for a suppressor of gene silencing at analogous genomic positions. – *Journal of Virology*, № 77: 1329–1336.
7. De Jongle K., Morio S., Maes M., 2013. First outbreak of Chrysanthemum stem necrotic virus (CSNV) in Belgium. – *New Disease Reports*, № 28: 14–15.
8. De Oliveira A., Melo F., Inoue-Nagata A., Nagata T., Kitajima W., Resende R.O., 2012. Characterization of Bean necrotic mosaic virus: A member of a novel evolutionary lineage within the genus *Tospovirus*. – *Plos ONE*, № 7: 1–9.
9. Eiras M., Resende R., Missiaggia A., de Ávila A., 2001. RT-PCR and dot blot hybridization methods for a universal detection of tospoviruses. – *Fitopatologia Brasileira*, № 26: 170–175.
10. EPPO, 2005. Chrysanthemum stem necrosis tospovirus. Data sheets on quarantine pests. – *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, № 35: 409–412.
11. Jafarpour B., Sabokkhiz M.A., Rastegar M., 2010. First report of CSNV in Iran and occurrence of some viral diseases of ornamental plants in Mashhad region, Iran. – *Petria*, № 20: 67–68.
12. King A., Adams M., Carstens E.B., Lefkowitz E., 2012. Virus Taxonomy, Ninth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. – International Union of Microbiological Societies Vd. Elsevier Academic Press. 2012, London, UK. 1327 p.

chrysanthemum stem necrosis virus, which involves a screening test by real-time RT-PCR with primers CSNV-F, CSNV-R and a CSNV-MGB probe and a confirmation test by classical PCR with primers CSNVUP1 and CSNVLO1.

REFERENCES

1. Koshkin E., Panfilova O., Pilshchikova N. Quality of floriculture products: problems and solutions [Kachestvo produktsii tsvetovodstva: problemy i resheniya]. M.: RGAU-MSKHA, 2012; 16–19 (in Russian).
2. Morozova O., Schneider Yu., Prikhodko Yu., Beloshapkina O. Verification of diagnostic methods for impatiens necrotic spot virus and tomato spotted wilt virus in host plants and insect vectors [Otrabotka metodov diagnostiki virusov nekroticheskoy pyatnistosti balzamina i bronzovosti tomata v rasteniyakh-khozyayevakh i nasekomykh-perenoschikakh]. *Plant Health. Research and Practice*, 2017; 4 (22): 25–28 (in Russian).
3. Alexandre M., Duarte L., Rivas M., Chagas C. Mixed infection by Tospovirus species in ornamental crops in Sao Paulo state, Brazil. *Summa phytopathol*, 1999; 25: 353–356.
4. Bezerra I., de Resende R., Pozzer L., Nagata T., Kormelink R., de Ávila A.C. Increase of tospoviral diversity in Brazil with the identification of two new tospovirus species, one from chrysanthemum and one from zucchini. *Phytopathology*, 1999; 89: 823–830.
5. Boben J., Mehle N., Pirc M., Mavric Plesko I., Ravnkar M. New molecular diagnostic methods for detection of Chrysanthemum stem necrosis virus (CSNV). *Acta Biologica Slovenica*, 2007; 50: 41–51.
6. Bucher E., Sijen T., de Haan P., Goldbach R., Prins M. Negative-strand tospoviruses and tenuiviruses carry a gene for a suppressor of gene silencing at analogous genomic positions. *Journal of Virology*, 2003; 77: 1329–1336.
7. De Jongle K., Morio S., Maes M. First outbreak of Chrysanthemum stem necrotic virus (CSNV) in Belgium. *New Disease Reports*, 2013; 28: 14–15.
8. De Oliveira A., Melo F., Inoue-Nagata A., Nagata T., Kitajima W., Resende R.O. Characterization of Bean necrotic mosaic virus: A member of a novel evolutionary lineage within the genus *Tospovirus*. *Plos ONE*, 2012; 7: 1–9.
9. Eiras M., Resende R., Missiaggia A., de Ávila A. RT-PCR and dot blot hybridization methods for a universal detection of tospoviruses. *Fitopatologia Brasileira*, 2001; 26: 170–175.
10. EPPO. Chrysanthemum stem necrosis tospovirus. Data sheets on quarantine pests. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, 2005; 35: 409–412.
11. Jafarpour B., Sabokkhiz M.A., Rastegar M. First report of CSNV in Iran and occurrence of some viral diseases of ornamental plants in Mashhad region, Iran. *Petria*, 2010; 20: 67–68.
12. King A., Adams M., Carstens E.B., Lefkowitz E. Virus Taxonomy, Ninth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. International Union of Microbiological Societies Vd. Elsevier Academic Press. 2012, London, UK. 1327 p.

13. Logemann J., Schell J., Willmitzer L., 1987. Improved method for the isolation of RNA from plant tissues. – *Analytical Biochemistry*, № 163: 16–20.
14. Mumford R., Barker I., Wood K., 1996. An improved method for the detection of Tospoviruses using the polymerase chain reaction. – *Journal of Virological Methods*, № 57: 109–115.
15. Okuda M., Hanada K., 2001. RT-PCR for detecting five distinct Tospovirus species using degenerate primers and dsRNA template. – *J. Virol. Methods*, № 96: 149–156.
16. Takeshita M., Nagai N., Okuda M., Matsuura S., Okuda S., Furuya N., Tsuchiya K., 2011. Molecular and biological characterization of Chrysanthemum stem necrosis virus isolates from distinct regions in Japan. – *Eur. J. Plant Pathol*, № 131: 9–14.
17. Verhoeven J., Roenhorst J., Cotes I., Peters D., 1996. Detection of a novel tospovirus in chrysanthemum. – *Acta Horticulturae*, № 432: 44–51.
18. Wu P., Chien W., Okuda M., Takeshita M., Yeh S., Wang Y., Chen T., 2014. Genetic and serological characterization of Chrysanthemum stem necrosis virus, a member of the genus *Tospovirus*. – *Arch. Virology*, № 27: 634–643.
19. EPPO, 2021. EPPO Global Database. – URL: <https://gd.eppo.int> (дата обращения: 12.04.2021).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Корнилаева Ольга Николаевна, научный сотрудник – заведующая лабораторией вирусологии Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; *ORCID 0000-0003-1276-6997*, *e-mail: morozova-510@yandex.ru*.

Белошاپкина Ольга Олеговна, доктор сельскохозяйственных наук, профессор кафедры защиты растений ФГБОУ ВО «Российский государственный аграрный университет – МСХА имени К.А. Тимирязева», г. Москва, Россия; *ORCID 0000-0002-8564-8142*, *e-mail: beloshapkina58@mail.ru*.

Приходько Юрий Николаевич, кандидат сельскохозяйственных наук, ведущий научный сотрудник научно-методического отдела вирусологии и бактериологии ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; *e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru*.

13. Logemann J., Schell J., Willmitzer L. Improved method for the isolation of RNA from plant tissues. *Analytical Biochemistry*, 1987; 163: 16–20.

14. Mumford R., Barker I., Wood K. An improved method for the detection of Tospoviruses using the polymerase chain reaction. *Journal of Virological Methods*, 1996; 57: 109–115.

15. Okuda M., Hanada K. RT-PCR for detecting five distinct Tospovirus species using degenerate primers and dsRNA template. *J. Virol. Methods*, 2001; 96: 149–156.

16. Takeshita M., Nagai N., Okuda M., Matsuura S., Okuda S., Furuya N., Tsuchiya K. Molecular and biological characterization of Chrysanthemum stem necrosis virus isolates from distinct regions in Japan. *Eur. J. Plant Pathol*, 2011; 131: 9–14.

17. Verhoeven J., Roenhorst J., Cotes I., Peters D. Detection of a novel tospovirus in chrysanthemum. *Acta Horticulturae*, 1996; 432: 44–51.

18. Wu P., Chien W., Okuda M., Takeshita M., Yeh S., Wang Y., Chen T. Genetic and serological characterization of Chrysanthemum stem necrosis virus, a member of the genus *Tospovirus*. *Arch. Virology*, 2014; 27: 634–643.

19. EPPO, 2021. EPPO Global Database. URL: <https://gd.eppo.int> (last accessed: 12.04.2021).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Olga Kornilaeva, researcher, head of Virology Laboratory, Testing Laboratory Center, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; *ORCID 0000-0003-1276-6997*, *e-mail: morozova-510@yandex.ru*.

Olga Beloshapkina, Doctor of Agriculture, professor of the Plant Protection Department, Russian State Agrarian University – Moscow Timiryazev Agricultural Academy, Moscow, Russia; *ORCID 0000-0002-8564-8142*, *e-mail: beloshapkina58@mail.ru*.

Yuriy Prihodko, PhD in Agriculture, leading researcher, Research and Methodology Department for Virology and Bacteriology, FGBU “VNIICR”, Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; *e-mail: prihodko_yuri59@mail.ru*.

Анализ фитопатогенов, связанных с семенами тыквенных культур

О.Ю. СЛОВАРЕВА¹, Г.Н. БОНДАРЕНКО²

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

² ФГАОУ ВО «Российский университет дружбы народов» (ФГАОУ ВО «РУДН»), г. Москва, Россия

¹ ORCID 0000-0001-6022-5955,
e-mail: slovareva.olga@gmail.com

² ORCID 0000-0002-3826-1009,
e-mail: reseachergm@mail.ru

АННОТАЦИЯ

Целью работы являлось формирование списка вредных организмов, связанных с подкарантинной продукцией – семенами тыквенных культур, и проведение его систематизации и категоризации. Проанализированы данные о товарообороте продукции и собрана информация, на основании которой создан список связанных с тыквенными культурами вредных организмов. Проанализировано 144 фитопатогена, среди которых 60 представителей грибов и хромист, 24 бактерии и фитоплазмы, 60 вирусов и виридов. Установлено, что с семенами тыквенных культур непосредственно связано 23 вида вредных организмов – 13 видов грибов, 4 вида бактерий и 6 видов вирусов. Исходя из фитосанитарного статуса и географического распространения, выделено 3 категории вредных организмов, связанных с семенами тыквенных культур. В первую категорию вошли регулируемые виды, имеющие карантинное значение для Российской Федерации, – 1 бактерия и 2 вируса. Во вторую категорию – присутствующие в РФ виды вредных организмов, не регулируемые Единым перечнем карантинных объектов ЕАЭС, – 11 грибов, 3 вида бактерий и 1 вирус. В третью – отсутствующие в РФ виды вредных организмов, не регулируемые Единым перечнем карантинных объектов ЕАЭС, – 2 вида грибов и 3 вируса. Формирование категории не регулируемых и не распространенных в РФ видов является итогом одного из этапов оценки фитосанитарного риска, связанного с исследуемой подкарантинной продукцией, а виды, вошедшие в категорию, подлежат тщательному изучению на предмет необходимости их контроля. Таким образом, проведены формирование списка фитопатогенов, передающихся семенами тыквенных культур, его систематизация и категоризация.

Ключевые слова. Карантин растений, пути распространения вредных организмов, фитосанитарный риск, товарооборот сельскохозяйственной продукции.

Analysis of phytopathogens associated with Cucurbitaceae seeds

O.YU. SLOVAREVA¹, G.N. BONDARENKO²

^{1,2} FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIICR"), Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia

² FGAOU VO "Peoples' Friendship University of Russia" (FGAOU VO "RUDN"), Moscow, Russia

¹ ORCID 0000-0001-6022-5955,
e-mail: slovareva.olga@gmail.com

² ORCID 0000-0002-3826-1009,
e-mail: reseachergm@mail.ru

ABSTRACT

The aim of the work was to form a list of pests associated with regulated products – Cucurbitaceae seeds, as well as systematize and categorize it. The data on the turnover of products were analyzed and information was collected, on the basis of which a list of pests related to Cucurbitaceae was created. 144 phytopathogens were analyzed, including 60 representatives of fungi and chromist, 24 bacteria and phytoplasmas, 60 viruses and viroids. It has been established that 23 pest species are directly associated with the Cucurbitaceae seeds – 13 fungi species, 4 bacteria species and 6 virus species. Based on the phytosanitary status and geographic distribution, 3 pest categories associated with Cucurbitaceae have been identified. The first category includes regulated species of quarantine importance for the Russian Federation – 1 bacterium and 2 viruses. The second category includes the pest species present in the Russian Federation that are not regulated by the Common List of Quarantine Objects of the EAEU – 11 fungi species, 3 bacteria species and 1 virus. In the third – the pest species absent in the Russian Federation that are not regulated by the Common List of Quarantine Objects of the EAEU – 2 fungi species and 3 viruses. Category formation of species non-regulated and not widespread in the Russian Federation is the result of one of the stages of pest risk analysis associated with the regulated products under study, and the species included in the category are subject to careful study for the need to be controlled. Thus, the formation of a list of phytopathogens transmitted by Cucurbitaceae seeds, its systematization and categorization were carried out.

Key words. Plant quarantine, pest pathways, pest risk, turnover of agricultural products.

ВВЕДЕНИЕ

Осуществление фитосанитарного надзора за сельскохозяйственной продукцией является неотъемлемой частью обеспечения продовольственной безопасности государства (<http://kremlin.ru/acts/news/62627>, 2020). Фитосанитарный надзор проводится органом исполнительной власти в соответствии с нормативно-правовым регулированием в области карантина растений, принятым в том числе на основании применения научного подхода для оценки фитосанитарного риска. Риск может быть связан с импортированием, экспортированием и перемещением подкарантинной продукции. Одним из этапов оценки фитосанитарного риска является формирование списка вредных организмов, связанных с определенным видом подкарантинной продукции, его систематизация и категоризация. Для такой продукции, как семена тыквенных культур, подобная работа ранее не проводилась.

Продукция тыквенных культур имеет стратегическое значение для России (<http://kremlin.ru/acts/news/62627>, 2020). Под бахчевыми продовольственными культурами в 2018 г. находилось 239,98 тыс. га, что составляло 0,3% от общей посевной площади под сельскохозяйственными культурами, в 2019 г. – 226,12 тыс. га, составив 0,28% от общей посевной площади, и в 2020 г. – 202,06 тыс. га, что составило 0,25% от общей посевной площади (<https://rosstat.gov.ru/>, 2021). Основная часть площадей под бахчевыми культурами в России находится в Южном (45,3% от общей площади под бахчевыми культурами в РФ в 2017 г., 45,4% и 43,4% в 2018 г. и 2019 г. соответственно) и Приволжском (40,6% от общей площади под бахчевыми культурами в РФ в 2017 г., 41,8% и 43,5% в 2018 г. и 2019 г. соответственно) федеральных округах (<https://www.fedstat.ru/>, 2021) (рис. 1).

По данным ФАОСТАТ (<http://www.fao.org/faostat>, 2021), в 2018–2019 гг. тыквенные культуры возделывались в 166 странах мира на площадях 13,6 млн га и 13,4 млн га соответственно.

INTRODUCTION

The implementation of phytosanitary supervision of agricultural products is an integral part of ensuring the food security of the state (<http://kremlin.ru/acts/news/62627>, 2020).

Phytosanitary supervision is carried out by the executive authority in accordance with the legal regulation in plant quarantine, adopted on the basis of a scientific approach to assess the pest risk. The risk can be associated with the import, export and movement of regulated products. One of the stages of pest risk analysis is the formation of a pest list associated with a certain type of regulated products, its systematization and categorization. For products such as Cucurbitaceae seeds, such work has not been done before.

Cucurbitaceae products is of strategic importance for Russia (<http://kremlin.ru/acts/news/62627>, 2020). In 2018, there were 239.98 thousand hectares under Cucurbitaceae, which amounted to 0.3% of the total sown area under agricultural crops, in 2019 – 226.12 thousand hectares, accounting for 0.28% of the total sown area, and in 2020 – 202.06 thousand hectares, which amounted to 0.25% of the total sown area (<https://rosstat.gov.ru/>, 2021). The main area under Cucurbitaceae in Russia is located in Yuzhny (45.3% of the total area under Cucurbitaceae in the Russian Federation in 2017, 45.4% and 43.4% in 2018 and 2019, respectively) and Privolzhsky (40.6% of the total area under Cucurbitaceae in the Russian Federation in 2017, 41.8% and 43.5% in 2018 and 2019, respectively) Federal Districts (<https://www.fedstat.ru/>, 2021) (Fig. 1).

According to FAOSTAT (<http://www.fao.org/faostat>, 2021), in 2018–2019 Cucurbitaceae crops were cultivated in 166 countries on an area of 13.6 million hectares and 13.4 million hectares, respectively. The largest areas for growing Cucurbitaceae crops in 2018 and 2019 were deployed in China, Nigeria, Sudan, Cameroon, Turkey and Russia. At the same time, in China, they exceeded the area of this designation in comparison with the rest of the five leading countries by 2.5 times. In total, the six countries – leaders in terms of areas used for the production of Cucurbitaceae crops, turned out to be 10.2 million hectares (74.8%) in 2018 and 9.9 million hectares (73.7%) in 2019 out of the global area.

Companies operating in the production of vegetable seeds (including Cucurbitaceae seeds) are located in most countries producing the main Cucurbitaceae products. Often, seed companies strive to organize seed production both in the most favorable climatic and soil conditions for a crop, and in conditions corresponding to the future region of production in order to adapt the plants.

There are about 80 large companies (H.M. Clause, Vilmoren, Hazera, etc.), whose activities are related to the production and trade of Cucurbitaceae seeds (<https://www.seedquest.com/>, 2021). There are no exact data on the

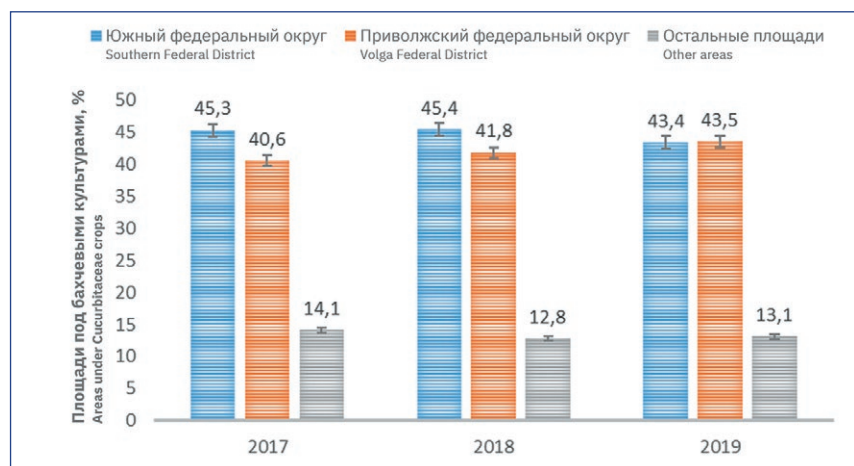


Рис. 1. Площади под посевами бахчевых культур в 2017, 2018 и 2019 гг. в Южном и Приволжском федеральных округах, выраженные в % от общих площадей под бахчевыми культурами

Fig. 1. Areas under Cucurbitaceae crops in 2017, 2018 and 2019 in the Southern and Volga Federal Districts, expressed as % of the total area under Cucurbitaceae crops

Наибольшие площади под выращивание тыквенных культур в 2018 и 2019 гг. были задействованы в Китае, Нигерии, Судане, Камеруне, Турции и России. При этом в Китае они превышали площади данного назначения по сравнению с остальной пятеркой лидирующих стран в 2,5 раза. Суммарно в шести странах – лидерах по площадям, задействованным для производства тыквенных культур, оказалось 10,2 млн га (74,8%) в 2018 г. и 9,9 млн га (73,7%) в 2019 г. от общемировой площади.

Компании, ведущие свою деятельность в области производства семян овощных культур (включая тыквенные), расположены в большинстве стран мира, где производят основную продукцию этих культур. Зачастую семенные компании стремятся организовывать производство семян как в наиболее благоприятных для сельскохозяйственной культуры климатических и почвенных условиях, так и в условиях, соответствующих будущему региону производства продукции с целью адаптирования растений.

Насчитывается около 80 крупных компаний (НМ.Clause, Vilmorin, Hazera и проч.), деятельность которых связана с производством семян тыквенных культур и торговлей этими семенами (<https://www.seedquest.com/>, 2021). Точные данные о процентном соотношении использования в производстве семян импортной и отечественной селекции отсутствуют. По разным данным, ежегодно в России высевает от 40 до 90% импортных семян. По итогам 2019 г. доля используемых в России семян отечественной селекции составила 62,7%, тогда как согласно новому параметру Доктрины продовольственной безопасности РФ она должна быть не менее 75% (<https://www.agroinvestor.ru>, 2020).

Изучаемую продукцию составляют семена растений *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai, *Cucumis melo* L., *Cucumis sativus* L., *Cucurbita pepo* L., *Cucurbita maxima* Duchesne и *Cucurbita moschata* Duchesne.

Представлены данные таможенной статистики о перемещении продукции в ходе торговых отношений. Доля экспорта из РФ по коду ТН ВЭД 1209918000 (прочие семена овощных культур для посева) в 2017–2019 гг. составила только 10,3% от общего товарооборота. Существенная часть семян поступала в РФ из Франции (22,1%), Польши (17,2%) и Италии (15,5%). По коду ТН ВЭД 1207700000 (семена дыни, дробленые или недробленые) доля экспорта составила 11,6% от общего товарооборота в 2017–2019 гг. Более 90% массы всех импортируемых семян дыни поступало из Италии, Китая, Франции, Турции, Нидерландов и Перу (<https://rosstat.gov.ru/>, 2020).

Проанализированы данные федеральной государственной информационной системы «Аргус-Фито» о странах происхождения перемещаемых семян и массе продукции – семян огурца, арбуза, дыни, тыквы, кабачка и патиссона – в тоннах за 2017–2019 гг. (<http://argusfito.fitorf.ru>, 2020). Установлено, что в 2017–2019 гг. наибольший объем семян арбуза по массе импортировали из США (32,95 т), Китая (11,34 т) и Индии (5,32 т) от общего объема импортируемых семян арбуза, который составил 58,89 т. Объем импортируемых семян арбуза в 2019 г. увеличился на 59% по сравнению с 2017 г.

Наибольшее количество семян дыни в 2017–2019 гг. поступило в РФ из США (2,94 т), Китая (0,83 т) и Португалии (0,45 т) от общего

percentage ratio of imported and domestic selection of seeds in production. According to various sources, from 40 to 90% of imported seeds are sown in Russia annually. At the end of 2019, the share of Russian seeds used in Russia amounted to 62.7%, while according to the new parameter of the Doctrine of Food Security of the Russian Federation, it should be at least 75% (<https://www.agroinvestor.ru>, 2020).

The studied products are plant seeds of *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai, *Cucumis melo* L., *Cucumis sativus* L., *Cucurbita pepo* L., *Cucurbita maxima* Duchesne и *Cucurbita moschata* Duchesne.

The data of customs statistics on the movement of products in the course of trade relations are presented. The share of exports from the Russian Federation under the nomenclature of goods subject to foreign trade (TN VED) code 1209918000 (other vegetable seeds for sowing) in 2017–2019 accounted for only 10.3% of the total turnover. A significant part of the seeds came to the Russian Federation from France (22.1%), Poland (17.2%) and Italy (15.5%). According to the TN VED code 1207700000 (melon seeds, crushed or not crushed), the share of exports was 11.6% of the total trade turnover in 2017–2019. More than 90% of the mass of all imported melon seeds came from Italy, China, France, Turkey, the Netherlands and Peru (<https://rosstat.gov.ru/>, 2020).

The data of the federal state information system “Argus-Fito” on the countries of origin of the transferred seeds and the mass of products – seeds of cucumber, watermelon, melon, pumpkin, squash and scallop squash, in tons for 2017–2019 are analyzed (<http://argusfito.fitorf.ru>, 2020). It was found that in 2017–2019, the largest volume of watermelon seeds by weight was imported from the USA (32.95 tons), China (11.34 tons) and India (5.32 tons) of the total volume of imported watermelon seeds, which amounted to 58.89 tons in 2019 increased by 59% compared to 2017.

The largest number of melon seeds in 2017–2019 arrived in the Russian Federation from the USA (2.94 tons), China (0.83 tons) and Portugal (0.45 tons) from the total volume of 6.41 tons (Fig. 2). The volume of imported melon seeds in 2019 increased by 174% compared to 2017.

The largest number of squash seeds in 2017–2019 was imported from China (19.28 tons), Moldova (7.36 tons) and the United States (4.37 tons) of the total volume of 43.52 tons (Fig. 2). The volume of imported zucchini seeds was the highest in 2018 and exceeded this figure in 2017 by 38.7%, and in 2019 – by 31.8%.

The largest number of cucumber seeds in 2017–2019 came from China (19.46 tons), India (7.61 tons) and the USA (6.51 tons) from the total volume of 48.24 tons (Fig. 2). The volume of imported cucumber seeds was the highest in 2017 and exceeded this indicator in 2018 by 49.3%, and in 2019 – by 18.9%.

The largest number of scallop squash seeds were imported in 2017–2019 from Moldova – 0.60 tons of the total volume of 0.81 tons. The volume of imported scallop squash seeds was the maximum in 2018 and exceeded this indicator in 2017 by 12 times, and in 2019 – by 4 times.

объема 6,41 т (рис. 2). Объем импортируемых семян дыни в 2019 г. увеличился на 174% по сравнению с 2017 г.

Наибольшее количество семян кабачка в 2017–2019 гг. было импортировано из Китая (19,28 т), Молдавии (7,36 т) и США (4,37 т) от общего объема 43,52 т (рис. 2). Объем импортируемых семян кабачка был максимальным в 2018 г. и превышал данный показатель за 2017 г. на 38,7%, а за 2019 г. – на 31,8%.

Наибольшее количество семян огурца в 2017–2019 гг. поступило из Китая (19,46 т), Индии (7,61 т) и США (6,51 т) от общего объема 48,24 т (рис. 2). Объем импортируемых семян огурца был максимальным в 2019 г. и превышал данный показатель за 2018 г. на 49,3%, а за 2019 г. – на 18,9%.

Наибольшее количество семян патиссона было импортировано в 2017–2019 гг. из Молдавии – 0,60 т от общего объема 0,81 т. Объем импортируемых семян патиссона был максимальным в 2018 г. и превышал данный показатель за 2017 г. в 12 раз, а за 2019 г. – в 4 раза.

Наибольшее количество семян тыквы в 2017–2019 гг. поступило из Китая (25 774,17 т), Белоруссии (121,73 т) и Тайваня (72,5 т) от общего объема 26 040,35 т. Объем импортируемых семян тыквы был максимальным в 2019 г. и превышал данный показатель за 2017 г. на 47,9%, а за 2018 г. – на 17,4%.

Анализ импорта семян тыквенных культур по странам происхождения показал, что в 2017–2019 гг. семена поступали из 38 стран, основными из них за указанный период стали Китай, Белоруссия, Тайвань, США и Венгрия.

В соответствии с Федеральным законом «О семеноводстве» в производстве запрещается использовать семена, «засоренные семенами карантинных растений, зараженные карантинными болезнями растений и вредителями растений» (статья 17 «Требования к производству семян»). В этой связи проведено исследование, целью которого являлось формирование перечня, систематизация и категоризация фитопатогенов, передающихся семенами тыквенных культур.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Для составления списка вредных организмов, связанных с семенами тыквенных культур, мы определяли таксономический состав вредителей и возбудителей болезней. Биология и технология производства семян тыквенных культур исключает возможность их контакта с сорными растениями, клещами, нематодами и насекомыми (кроме вредителей запасов), поэтому перечисленные таксоны не рассматривались как объекты фитосанитарного риска. Таким образом, мы установили, что с продукцией непосредственно могут быть связаны фитопатогенные грибы, бактерии и вирусы.

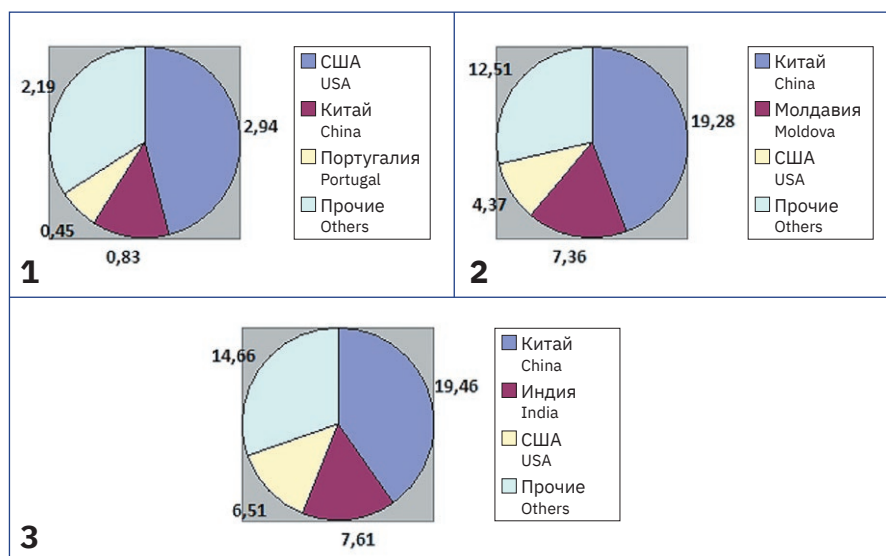


Рис. 2. Количество импортированных семян тыквенных культур (в тоннах) в 2017–2019 гг.: 1 – дыни, 2 – кабачка, 3 – огурца

Fig. 2. The number of imported Cucurbitaceae seeds (in tons) in 2017–2019: 1 – melons, 2 – squash, 3 – cucumbers

The largest number of pumpkin seeds in 2017–2019 came from China (25,774.17 tons), Belarus (121.73 tons) and Taiwan (72.5 tons) of the total volume of 26,040.35 tons. The volume of imported pumpkin seeds was the maximum in 2019 and exceeded this figure for 2017 by 47.9%, and in 2018 – by 17.4%.

Analysis of imports of Cucurbitaceae seeds by country of origin showed that in 2017–2019 seeds came from 38 countries, the main of which for the specified period were China, Belarus, Taiwan, USA and Hungary.

In accordance with the Federal Law “On Seed Production”, it is prohibited to use seeds “contaminated with seeds of quarantine plants, infected with quarantine diseases of plants and plant pests” in production (Article 17 “Requirements for Seed Production”). In this regard, a study was carried out, the purpose of which was to form a list, systematize and categorize phytopathogens transmitted by Cucurbitaceae seeds.

MATERIALS AND METHODS

To compile a list of pests associated with Cucurbitaceae seeds, we determined the taxonomic composition of pests and pathogens. The biology and technology of Cucurbitaceae seeds production exclude the possibility of their contact with weeds, mites, nematodes and insects (except for pests of stocks), therefore, the listed taxa were not considered as objects of pest risk. Thus, we have established that phytopathogenic fungi, bacteria and viruses can be directly associated with products.

Based on the analysis of literary sources, we have identified all causative agents of plant diseases that are capable of infecting Cucurbitaceae crops even as a result of artificial infection. From the resulting list, we isolated and systematized only those pests for which seeds are a pathway and for which there is reliable data regarding the ability of the pest to spread by Cucurbitaceae seeds. The categorization parameters were the

Таблица 1
Возбудители микозов, связанные с семенами тыквенных культур
Table 1
Causative agents of mycoses associated with Cucurbitaceae seeds

№ п/п №	Название организма Pest name	Поражаемые тыквенные культуры, семенами которых распространяется вредный организм Affected Cucurbitaceae crops, by the seeds of which the pest is spread
1	<i>Diaporthe cucurbitae</i> (McKeen) Udayanga & Castlebury	Cucumis melo (Garibaldi et al., 2011)
2	<i>Aspergillus niger</i> van Tieghem	<i>Cucumis melo</i> , <i>Cucumis sativus</i> , <i>Citrullus lanatus</i> (Casaroli et al., 2006; Mailafia et al., 2017; www.cabi.org/isc, 2021)
3	<i>Cladosporium cucumerinum</i> Ellis & Arthur	<i>Cucumis melo</i> , <i>Citrullus lanatus</i> , Cucumis sativus , <i>Cucurbita maxima</i> , <i>Cucurbita moschata</i> , <i>Cucurbita pepo</i> (Casaroli et al., 2006; www.cabi.org/isc, 2021)
4	<i>Stagonosporopsis cucurbitacearum</i> (Fries) Aveskamp et al.	Citrullus lanatus , Cucumis melo , Cucumis sativus , Cucurbita maxima , Cucurbita moschata , Cucurbita pepo (Keinath, 2011; Stewart et al., 2015; Keinath, DuBose, 2017; www.cabi.org/isc, 2021)
5	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>cucumerinum</i> J.H. Owen	Cucumis sativus (Abro et al., 2019)
6	<i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goidanich	Citrullus lanatus , Cucumis melo , Cucumis sativus , Cucurbita pepo (Biswas et al., 2013; Nasreen et al., 2009; www.cabi.org/isc, 2021)
7	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>melonis</i> Snyder & Hansen	Cucumis melo , <i>Citrullus lanatus</i> , <i>Cucumis sativus</i> , <i>Cucurbita maxima</i> , <i>Cucurbita moschata</i> , <i>Cucurbita pepo</i> (Zhang et al., 2018; www.cabi.org/isc, 2021)
8	<i>Stagonosporopsis citrulli</i> Brewer & Stewart	Citrullus lanatus , Cucumis melo , Cucumis sativus , Cucurbita maxima , Cucurbita moschata , Cucurbita pepo (Keinath, DuBose, 2017; www.cabi.org/isc, 2021)
9	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>niveum</i> (E.F. Smith) Snyder & Hansen	Citrullus lanatus (Geng et al., 2019)
10	<i>Athelia rolfsii</i> (Curzi) Tu & Kimbrough	<i>Citrullus lanatus</i> , <i>Cucumis sativus</i> , <i>Cucurbita pepo</i> (Ikediugwu, 1980; www.cabi.org/isc, 2021)
11	<i>Rhizoctonia solani</i> Kühn	<i>Cucumis melo</i> , Cucumis sativus , <i>Cucurbita maxima</i> (Farrag, Moharam, 2012; Huang et al., 2020; www.cabi.org/isc, 2021)
12	<i>Neocosmospora cucurbitae</i> Sandoval-Denis et al.	<i>Citrullus lanatus</i> , <i>Cucumis sativus</i> , Cucurbita maxima , Cucurbita moschata , <i>Cucurbita pepo</i> (Mehl, Epstein, 2007; www.cabi.org/isc, 2021)
13	<i>Colletotrichum orbiculare</i> Damm et al.	Citrullus lanatus , Cucumis sativus , Cucurbita maxima , Cucurbita moschata , Cucurbita pepo (Станчева, 2005) (Stancheva, 2005)

Основные растения-хозяева из семейства Тыквенные выделены полужирным шрифтом.

Main Cucurbitaceae hosts are in bold.

На основе анализа литературных источников мы выделили всех возбудителей болезней растений, которые способны поражать тыквенные культуры даже в результате искусственного заражения. Из полученного списка мы выделяли и систематизировали только те вредные организмы, для которых семена являются путем распространения и о которых существуют достоверные данные касательно способности вредного организма распространяться семенами тыквенных культур. Параметрами категоризации являлись наличие или отсутствие вида на территории РФ и наличие или отсутствие вида в Едином перечне карантинных объектов ЕАЭС.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Нами было проанализировано 144 фитопатогена, которые могли быть связаны с заболеваниями тыквенных культур согласно хотя бы одному информационному источнику. Среди возбудителей заболеваний – 60 представителей грибов

presence or absence of a species on the territory of the Russian Federation and the presence or absence of a species in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU.

RESULTS AND DISCUSSION

We analyzed 144 phytopathogens that could be associated with diseases of Cucurbitaceae crops according to at least one information source. Among the causative agents of diseases – 60 representatives of fungi and chromist, 24 bacteria and phytoplasmas, 60 viruses and viroids. It should be noted that we did not include a number of phytopathogens in the subsequent analysis due to their inconsistency with the specified threat criteria for the investigated regulated products or the possibility of spread by Cucurbitaceae seeds.

и хромист, 24 бактерии и фитоплазмы, 60 вирусов и виридов. Отметим, что мы не включали в последующий анализ ряд фитопатогенов в связи с их несоответствием заданным критериям угрозы исследуемой подкарантинной продукции или возможности распространения семенами тыквенных культур.

Из 144 проанализированных вредных организмов 13 видов грибов (табл. 1), 4 вида бактерий и 6 видов вирусов (табл. 2) непосредственно связаны с семенами тыквенных культур.

В результате проведенной категоризации списка вредных организмов, представленного в таблицах 1 и 2, выделено 3 категории вредных организмов, связанных с семенами тыквенных культур. Первую категорию составили виды, включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС (табл. 3).

Первую категорию составило 3 вида вредных организмов, из которых 1 вид – бактерия и 2 вида – вирусы.

Вторая категория представлена видами, не включенными в Единый перечень карантинных

Out of 144 analyzed pests, 13 fungi species (Table 1), 4 bacteria species and 6 virus species (Table 2) are directly related to the seeds of Cucurbitaceae crops.

As a result of the categorization of the pests presented in Tables 1 and 2, 3 categories of pests associated with Cucurbitaceae seeds were identified. The first category was made up of species included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU (Table 3).

The first category consisted of 3 pest species, of which 1 species is bacteria and 2 species are viruses.

The second category is represented by species that are not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU, but are present on the territory of the Russian Federation (Table 4).

The second category consisted of 15 pest species, of which 11 species belong to fungi, 3 – to bacteria and 1 – to viruses.

The third category of pests was made up of species potentially associated with seeds of Cucurbitaceae crops that are not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU and are absent on the territory of the Russian Federation (Table 5).

Таблица 2
Возбудители бактериальных и вирусных болезней растений,
связанные с семенами тыквенных культур

Table 2
Causative agents of bacterial and viral plant diseases associated with Cucurbitaceae seeds

№ п/п №	Название организма Pest name	Поражаемые тыквенные культуры, семенами которых распространяется вредный организм Affected Cucurbitaceae crops, by the seeds of which the pest is spread
1	<i>Acidovorax citrulli</i> (Schaad et al.)	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Citrullus lanatus</i> var. <i>citroides</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis melo</i> var. <i>inodorus</i>, <i>Cucumis melo</i> var. <i>reticulatus</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (Guan et al., 2021)
2	<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>lachrymans</i> (Smith & Bryan) Young et al.	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis anguria</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (Newberry et al., 2016)
3	<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i> van Hall	<i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita maxima</i> (Balaž et al., 2014; www.cabi.org/isc, 2021)
4	<i>Xanthomonas cucurbitae</i> (Bryan) Vauterin et al.	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita maxima</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (Zhang, Babadoost, 2018)
5	Cucumber green mottle mosaic virus (CGMMV)	<i>Citrullus colocynthis</i>, <i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis anguria</i>, <i>Cucumis maderaspatanus</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita maxima</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (Shargil et al., 2019; Sui et al., 2019)
6	Squash mosaic virus (SqMV)	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita maxima</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (Svoboda, Leisova-Svobodova, 2011)
7	Tomato leaf curl New Delhi virus (ToLCNDV)	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis melo</i> var. <i>flexuosus</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita ecuadorensis</i>, <i>Cucurbita foetidissima</i>, <i>Cucurbita fraterna</i>, <i>Cucurbita martinezii</i>, <i>Cucurbita maxima</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i>, <i>Cucurbita pepo</i> var. <i>giromontiina</i> (Kil et al., 2020; www.cabi.org/isc, 2021)
8	Zucchini yellow mosaic virus (ZYMV)	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita maxima</i>, <i>Cucurbita moschata</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (Simmons et al., 2011; www.cabi.org/isc, 2021)
9	Tobacco ringspot virus (TRSV)	<i>Citrullus lanatus</i>, <i>Cucumis melo</i>, <i>Cucumis sativus</i>, <i>Cucurbita pepo</i> (www.cabi.org/isc, 2021)
10	Tomato ringspot virus (ToRSV)	<i>Cucumis sativus</i> (www.cabi.org/isc, 2021)

Основные растения-хозяева из семейства Тыквенные выделены полужирным шрифтом.

Main Cucurbitaceae hosts are in bold.

объектов ЕАЭС, но присутствующими на территории РФ (табл. 4).

Вторую категорию составило 15 видов вредных организмов, из них 11 видов относятся к грибам, 3 – к бактериям и 1 – к вирусам.

Третью категорию вредных организмов составили виды, потенциально связанные с семенами тыквенных культур, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС и отсутствующие на территории РФ (табл. 5).

The third category includes 5 pest species, of which 2 are fungi and 3 are viruses.

Thus, as a result of the work, a systematization of the list and categorization of 23 species of identified pests associated with Cucurbitaceae seeds was carried out according to two parameters: the presence or absence of a species on the territory of the Russian Federation and the presence or absence of a species in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU. Based on data analysis, 3 categories were identified:

Таблица 3

Виды вредных организмов, потенциально связанные с семенами тыквенных культур и включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС

№ п/п	Вредный организм	Фитосанитарный статус в Едином перечне карантинных объектов ЕАЭС	Распространение
1	<i>Acidovorax citrulli</i>	Отсутствующий карантинный организм	США, Бразилия, Китай, Япония, Таиланд, Тайвань, Южная Корея, Малайзия, Греция, Северная Македония, Канада, Коста-Рика, Тринидад и Тобаго, Австралия, Гуам, Северные Марианские Острова (www.cabi.org/isc , 2021; https://gd.eppo.int , 2021)
2	Tobacco ringspot virus (TRSV)	Ограниченно распространенный карантинный организм	Конго, Египет, Малави, Марокко, Нигерия, Замбия, Китай, Грузия, Индия, Индонезия, Иран, Япония, Киргизия, Северная Корея, Оман, Саудовская Аравия, Шри-Ланка, Тайвань, Турция, Венгрия, Италия, Литва, Нидерланды, Польша, Россия, Сербия, Черногория, Словакия, Украина, Великобритания, Канада, Куба, Доминиканская Республика, Мексика, США, Австралия, Новая Зеландия, Папуа – Новая Гвинея, Бразилия, Чили, Перу, Уругвай, Венесуэла (www.cabi.org/isc , 2021)
3	Tomato ringspot virus (ToRSV)	Ограниченно распространенный карантинный организм	Египет, Китай, Бразилия, Того, Индия, Иран, Иордания, Россия, Турция, Белоруссия, Япония, Ливан, Оман, Пакистан, Южная Корея, Тайвань, Хорватия, Франция, Германия, Литва, Нидерланды, Польша, Сербия, Черногория, Словакия, Испания, Великобритания, Пуэрто-Рико, США, Фиджи, Новая Зеландия, Чили, Колумбия, Перу, Канада, Мексика, Венесуэла (www.cabi.org/isc , 2021)

Table 3

Pest species potentially associated with Cucurbitaceae seeds and included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU

№	Pest name	Phytosanitary status in the Common list of quarantine objects of the EAEU	Spread
1	<i>Acidovorax citrulli</i>	Absent quarantine pest	USA, Brazil, China, Japan, Thailand, Taiwan, South Korea, Malaysia, Greece, North Macedonia, Canada, Costa Rica, Trinidad and Tobago, Australia, Guam, Northern Mariana Islands (www.cabi.org/isc , 2021; https://gd.eppo.int , 2021)
2	Tobacco ringspot virus (TRSV)	Limitedly present quarantine pest	Congo, Egypt, Malawi, Morocco, Nigeria, Zambia, China, Georgia, India, Indonesia, Iran, Japan, Kyrgyzstan, North Korea, Oman, Saudi Arabia, Sri Lanka, Taiwan, Turkey, Hungary, Italy, Lithuania, Netherlands, Poland, Russia, Serbia, Montenegro, Slovakia, Ukraine, UK, Canada, Cuba, Dominican Republic, Mexico, USA, Australia, New Zealand, Papua New Guinea, Brazil, Chile, Peru, Uruguay, Venezuela (www.cabi.org/isc , 2021)
3	Tomato ringspot virus (ToRSV)	Limitedly present quarantine pest	Egypt, China, Brazil, Togo, India, Iran, Jordan, Russia, Turkey, Belarus, Japan, Lebanon, Oman, Pakistan, South Korea, Taiwan, Croatia, France, Germany, Lithuania, Netherlands, Poland, Serbia, Montenegro, Slovakia, Spain, UK, Puerto Rico, USA, Fiji, New Zealand, Chile, Colombia, Peru, Canada, Mexico, Venezuela (www.cabi.org/isc , 2021)

Таблица 4
Виды вредных организмов, потенциально связанные с семенами тыквенных культур, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС и присутствующие на территории РФ

№ п/п организм	Встречаемость в РФ
1 <i>Aspergillus niger</i>	Вся территория. Основное распространение на Дальнем Востоке (www.cabi.org/isc , 2021), орошаемых территориях Поволжья, в Восточной и Западной Сибири и Центральном Черноземье (http://www.agroatlas.ru/en/ , 2021)
2 <i>Cladosporium cucumerinum</i>	Вся территория. Основное распространение в центральной, южной и северной частях России, на Дальнем Востоке (www.cabi.org/isc , 2021)
3 <i>Stagonosporopsis cucurbitacearum</i>	Вся территория. Основное распространение в европейской части России и на Дальнем Востоке (www.cabi.org/isc , 2021)
4 <i>Macrophomina phaseolina</i>	Вся территория. Основное распространение в европейской части России (www.cabi.org/isc , 2021)
5 <i>Athelia rolfsii</i>	Вся территория. Основное распространение в европейской части России (www.cabi.org/isc , 2021)
6 <i>Neocosmospora cucurbitae</i>	Вся территория. Основное распространение в закрытом грунте Северо-Западного региона, центральных областей, Краснодарского края, Западной и Восточной Сибири и Дальнего Востока (http://www.agroatlas.ru/en/ , 2021)
7 <i>Rhizoctonia solani</i>	Вся территория (www.cabi.org/isc , 2021)
8 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>cucumerinum</i>	Вся территория (Станчева, 2005)
9 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>niveum</i>	Вся территория (Станчева, 2005)
10 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>melonis</i>	Вся территория (Станчева, 2005)
11 <i>Colletotrichum orbiculare</i>	Вся территория (Станчева, 2005)
12 <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>lachrymans</i>	Вся территория (www.cabi.org/isc , 2021)
13 <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i>	Вся территория. Основное распространение на Дальнем Востоке (www.cabi.org/isc , 2021)
14 <i>Xanthomonas cucurbitae</i>	Краснодарский и Ставропольский край, Воронежская и Московская области (http://www.agroatlas.ru/en/ , 2021)
15 Cucumber green mottle mosaic virus (CGMMV)	Вся территория. Основное распространение в центральной и южной частях России (www.cabi.org/isc , 2021)

Table 4
Pests species potentially associated with Cucurbitaceae seeds that are not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU and are present on the territory of the Russian Federation

№ Pest name	Occurrence in Russia
1 <i>Aspergillus niger</i>	The whole territory. Mainly spread in the Far East (www.cabi.org/isc , 2021), irrigated areas of the Volga region, in Eastern and Western Siberia and Central Chernozem region (http://www.agroatlas.ru/en/ , 2021)
2 <i>Cladosporium cucumerinum</i>	The whole territory. Mainly spread in the central, southern and northern parts of Russia, in the Far East (www.cabi.org/isc , 2021)
3 <i>Stagonosporopsis cucurbitacearum</i>	The whole territory. Mainly spread in the European part of Russia and the Far East (www.cabi.org/isc , 2021)
4 <i>Macrophomina phaseolina</i>	The whole territory. Mainly spread in the European part of Russia (www.cabi.org/isc , 2021)
5 <i>Athelia rolfsii</i>	The whole territory. Mainly spread in the European part of Russia (www.cabi.org/isc , 2021)
6 <i>Neocosmospora cucurbitae</i>	The whole territory. Mainly spread in closed ground in the North-West region, central regions, Krasnodar Territory, Western and Eastern Siberia and the Far East (http://www.agroatlas.ru/en/ , 2021)
7 <i>Rhizoctonia solani</i>	The whole territory (www.cabi.org/isc , 2021)
8 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>cucumerinum</i>	The whole territory (Stancheva, 2005)
9 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>niveum</i>	The whole territory (Stancheva, 2005)
10 <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>melonis</i>	The whole territory (Stancheva, 2005)
11 <i>Colletotrichum orbiculare</i>	The whole territory (Stancheva, 2005)
12 <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>lachrymans</i>	The whole territory (www.cabi.org/isc , 2021)
13 <i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i>	The whole territory. Mainly spread in the Far East (www.cabi.org/isc , 2021)
14 <i>Xanthomonas cucurbitae</i>	Krasnodar Krai and Stavropol Krai, Voronezh Oblast and Moscow Oblast (http://www.agroatlas.ru/en/ , 2021)
15 Cucumber green mottle mosaic virus (CGMMV)	The whole territory. Mainly spread in the central and southern parts of Russia (www.cabi.org/isc , 2021)

В третью категорию вошли 5 видов вредных организмов, из которых 2 – грибы и 3 – вирусы.

Таким образом, в результате работы проведена систематизация списка и категоризация 23 видов выявленных вредных организмов, связанных с семенами тыквенных культур, по двум параметрам: наличие или отсутствие вида на территории РФ и наличие или отсутствие вида в Едином перечне карантинных объектов ЕАЭС. На основании анализа данных выделено 3 категории:

1) виды вредных организмов, потенциально связанные с семенами тыквенных культур и включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС. Данная категория представлена тремя видами вредных организмов: 1 вид бактерий и 2 вида вирусов;

1) pest species potentially associated with Cucurbitaceae seeds and included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU. This category is represented by three pest species: 1 of bacteria and 2 of viruses;

2) pest species potentially associated with Cucurbitaceae seeds, not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU, but present on the territory of the Russian Federation. The category includes 15 species. Of these, 11 species are fungi, 3 are bacteria and 1 virus;

3) pest species potentially associated with Cucurbitaceae seeds that are not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU and are absent on the territory of the Russian Federation. This category is represented by five species, of which 2 species are fungi and 3 species are viruses.

Таблица 5

Виды вредных организмов, потенциально связанные с семенами тыквенных культур, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС и отсутствующие на территории РФ

№ п/п	Вредный организм	Распространение	Фитосанитарный статус организма в стране распространения
1	<i>Diaporthe cucurbitae</i>	Италия, Мьянма (www.cabi.org/isc , 2021)	Не регулируется (https://gd.eppo.int , 2021)
2	<i>Stagonospora citrulli</i>	США, Грузия, Тайвань (Huang, Lai, 2019), Индия (Garampalli et al., 2016), Бразилия, Китай, Израиль, Нидерланды, Греция, Швеция (Stewart et al., 2015)	Не регулируется (https://gd.eppo.int , 2021)
3	Tomato leaf curl New Delhi virus (ToLCNDV)	Алжир, Марокко, Сейшель, Тунис, Бангладеш, Индия, Индонезия, Иран, Пакистан, Филиппины, Шри-Ланка, Тайвань, Таиланд (www.cabi.org/isc , 2021)	Не регулируется (https://gd.eppo.int , 2021)
		Эстония, Франция, Греция, Италия, Португалия, Испания (www.cabi.org/isc , 2021)	Включен в сигнальный перечень (https://gd.eppo.int , 2021)
4	Zucchini yellow mosaic virus (ZYMV)	Алжир, Кот-д'Ивуар, Египет, Эсватини, Ливия, Мадагаскар, Мали, Маврикий, Майотта, Марокко, Нигерия, Реюньон, ЮАР, Судан, Тунис, Зимбабве, Иордания, Азербайджан, Индонезия, Иран, Ирак, Ливан, Малайзия, Непал, Оман, Пакистан, Саудовская Аравия, Сингапур, Южная Корея, Сирия, Китай, Индия, Израиль, Япония, Тайвань, Турция, ОАЭ, Вьетнам, Йемен, Австрия, Бельгия, Болгария, Босния и Герцеговина, Кипр, Чехия, Франция, Германия, Греция, Венгрия, Италия, Джерси, Черногория, Нидерланды, Норвегия, Польша, Португалия, Сербия, Словакия, Словения, Испания, Великобритания, Канада, Коста-Рика, Доминиканская Республика, Гваделупа, Гондурас, Мартиника, Мексика, Панама, Пуэрто-Рико, Тринидад и Тобаго, США, Австралия, Гуам, Новая Каледония, Новая Зеландия, Папуа – Новая Гвинея, Самоа, Соломоновы Острова, Восточный Тимор, Тонга, Аргентина, Бразилия, Чили, Парагвай, Венесуэла (www.cabi.org/isc , 2021)	Не регулируется (https://gd.eppo.int , 2021)
		Иордания (www.cabi.org/isc , 2021)	Ограниченно распространенный карантинный организм (https://gd.eppo.int , 2021)
5	Squash mosaic virus (SqMV)	Египет, Марокко, Тунис, Бангладеш, Китай, Индия, Израиль, Япония, Иордания, Казахстан, Ливан, Филиппины, Сирия, Турция, Йемен, Болгария, Кипр, Чехия, Греция, Италия, Нидерланды, Канада, Гондурас, Ямайка, Мексика, Монтсеррат, Пуэрто-Рико, Тринидад и Тобаго, США, Австралия, Новая Зеландия, Самоа, Аргентина, Бразилия, Чили, Венесуэла (www.cabi.org/isc , 2021)	Не регулируется (https://gd.eppo.int , 2021)
		Мексика (www.cabi.org/isc , 2021)	Карантинный организм (https://gd.eppo.int , 2021)
		Иордания (www.cabi.org/isc , 2021)	Ограниченно распространенный карантинный организм (https://gd.eppo.int , 2021)

Table 5
Pest species potentially associated with Cucurbitaceae seeds that are not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU and are absent on the territory of the Russian Federation

Nº	Pest name	Spread	Phytosanitary status of an organism in the country of spreading
1	<i>Diaporthe cucurbitae</i>	Italy, Myanmar (www.cabi.org/isc, 2021)	Non-regulated (https://gd.eppo.int, 2021)
2	<i>Stagonosporopsis citrulli</i>	USA, Georgia, Taiwan (Huang, Lai, 2019), India (Garampalli et al., 2016), Brazil, China, Israel, Netherlands, Greece, Sweden (Stewart et al., 2015)	Non-regulated (https://gd.eppo.int, 2021)
3	Tomato leaf curl New Delhi virus (ToLCNDV)	Algeria, Morocco, Seychelles, Tunisia, Bangladesh, India, Indonesia, Iran, Pakistan, Philippines, Sri Lanka, Taiwan, Thailand (www.cabi.org/isc, 2021)	Non-regulated (https://gd.eppo.int, 2021)
		Estonia, France, Greece, Italy, Portugal, Spain (www.cabi.org/isc, 2021)	Included in the Alarm list (https://gd.eppo.int, 2021)
4	Zucchini yellow mosaic virus (ZYMV)	Algeria, Cote d'Ivoire, Egypt, Eswatini, Libya, Madagascar, Mali, Mauritius, Mayotte, Morocco, Nigeria, Reunion, South Africa, Sudan, Tunisia, Zimbabwe, Jordan, Azerbaijan, Indonesia, Iran, Iraq, Lebanon, Malaysia, Nepal, Oman, Pakistan, Saudi Arabia, Singapore, South Korea, Syria, China, India, Israel, Japan, Taiwan, Turkey, UAE, Vietnam, Yemen, Austria, Belgium, Bulgaria, Bosnia and Herzegovina, Cyprus, Czech Republic, France, Germany, Greece, Hungary, Italy, Jersey, Montenegro, Netherlands, Norway, Poland, Portugal, Serbia, Slovakia, Slovenia, Spain, Great Britain, Canada, Costa Rica, Dominican Republic, Guadeloupe, Honduras, Martinique, Mexico, Panama, Puerto-Rico, Trinidad and Tobago, USA, Australia, Guam, New Caledonia, New Zealand, Papua New Guinea, Samoa, Solomon Islands, Timor Leste, Tonga, Argentina, Brazil, Chile, Paraguay, Venezuela (www.cabi.org/isc, 2021)	Non-regulated (https://gd.eppo.int, 2021)
		Jordan (www.cabi.org/isc, 2021)	Limitedly present quarantine pest (https://gd.eppo.int, 2021)
5	Squash mosaic virus (SqMV)	Egypt, Morocco, Tunisia, Bangladesh, China, India, Israel, Japan, Jordan, Kazakhstan, Lebanon, Philippines, Syria, Turkey, Yemen, Bulgaria, Cyprus, Czech Republic, Greece, Italy, Netherlands, Canada, Honduras, Jamaica, Mexico, Montserrat, Puerto Rico, Trinidad and Tobago, USA, Australia, New Zealand, Samoa, Argentina, Brazil, Chile, Venezuela (www.cabi.org/isc, 2021)	Non-regulated (https://gd.eppo.int, 2021)
		Mexico (www.cabi.org/isc, 2021)	Quarantine pest (https://gd.eppo.int, 2021)
		Jordan (www.cabi.org/isc, 2021)	Limitedly present quarantine pest (https://gd.eppo.int, 2021)

2) виды вредных организмов, потенциально связанные с семенами тыквенных культур, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС, но присутствующие на территории РФ. В категорию вошли 15 видов. Из них 11 видов – грибы, 3 – бактерии и 1 вирус;

3) виды вредных организмов, потенциально связанные с семенами тыквенных культур, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС и отсутствующие на территории РФ. Данная категория представлена пятью видами, из которых 2 вида – грибы и 3 вида – вирусы.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Объектом исследования являлась продукция – семена тыквенных культур (код ТН ВЭД 1209918000 – прочие семена овощных культур для посева; ТН ВЭД 1207700000 – семена дыни, дробленые или недробленые) и связанные с семенами тыквенных культур вредные организмы для проведения систематизации их списка и категоризации.

CONCLUSION

The object of the study was the product – Cucurbitaceae seeds (TN VED code 1209918000 – other vegetable seeds for sowing; TN VED 1207700000 – melon seeds, crushed or not crushed) and pests associated with Cucurbitaceae seeds to systematize their list and categorize.

As a result of this work, 144 phytopathogens were analyzed (60 representatives of fungi and chromist, 24 bacteria and phytoplasmas, 60 viruses and viroids), of which 23 species (13 species of fungi, 4 bacteria and 6 viruses) are directly related to Cucurbitaceae seeds.

From the obtained pest list, 3 categories were identified: pests included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU (1 bacteria, 2 viruses); pests that are not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU and are common on the territory of

В результате проведенной работы было проанализировано 144 фитопатогена (60 представителей грибов и хромист, 24 бактерии и фитоплазмы, 60 вирусов и вириодов), из которых 23 вида (13 видов грибов, 4 бактерии и 6 вирусов) непосредственно связаны с семенами тыквенных культур.

Из полученного списка вредных организмов было выделено 3 категории: вредные организмы, включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС (1 бактерия, 2 вируса); вредные организмы, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС и распространенные на территории РФ (11 видов грибов, 3 бактерии и 1 вирус); вредные организмы, не включенные в Единый перечень карантинных объектов ЕАЭС и не встречающиеся на территории РФ (2 вида грибов и 3 вируса). Таким образом, проведено формирование списка, систематизация и категоризация фитопатогенов, передающихся семенами тыквенных культур.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Единая межведомственная информационно-статистическая система «ЕМИСС». – URL: <https://www.fedstat.ru/> (дата обращения: 07.08.2021).
2. Журнал «Агроинвестор». – URL: <https://www.agroinvestor.ru> (дата обращения: 05.09.2020).
3. Станчева Й. Атлас болезней сельскохозяйственных культур. Том 1. Болезни овощных культур / ред. О.А. Кулинич, Л.В. Ширина. – София-Москва: ПЕНСОФТ, 2005. 181 с.
4. Указ президента Российской Федерации № 20 «Об утверждении Доктрины продовольственной безопасности Российской Федерации» от 21 января 2020 г. – URL: <http://kremlin.ru/acts/news/62627> (дата обращения: 05.03.2020).
5. Федеральная государственная информационная система «Аргус-Фито». – URL: <http://argusfito.fitorf.ru> (дата обращения: 18.11.2020).
6. Федеральная служба государственной статистики. – URL: <https://rosstat.gov.ru> (дата обращения: 05.08.2021).
7. Abro M., Sun X., Li X., Jatoi G., Guo L., 2019. Biocontrol potential of fungal endophytes against *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* causing wilt in cucumber. – *Plant Pathol J.*, Vol. 35 (6): 598–608. URL: <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.05.2019.0129>.
8. Balaž J., Ilić R., Maširević S., Jošić D., Kojić S., 2014. First report of *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* causing bacterial leaf spots of oil pumpkin (*Cucurbita pepo*) in Serbia. – *Plant Dis.*, Vol. 98 (5): 684. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-07-13-0714-PDN>.
9. Biswas C., Dey P., Satpathy S., Sarkar S., Bera A., Mahapatra B., 2013. A simple method of DNA isolation from jute (*Corchorus olitorius*) seed suitable for PCR-based detection of the pathogen *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. – *Lett Appl Microbiol.*, Vol. 56 (2): 105–110. URL: <https://doi.org/10.1111/lam.12020>.
10. Casaroli D., Garcia D., Muniz M., Menezes N., 2006. Health and physiological quality of 'Menina Brasileira' squash seeds. – *Fitopatologia Brasileira*, Vol. 31 (2): 158–163. URL: <http://www.scielo.br/pdf/fb/v31n2/30009.pdf>.
11. Farrag E., Moharam M., 2012. Pathogenic fungi transmitted through cucumber seeds and safely elimination by application of peppermint extract and oil. – *Notulae Scientia Biologicae*, Vol. 4 (3): 83–91.
12. Garampalli R., Gapalkrishna M., Li H. et al., 2016. Two *Stagonosporopsis* species identified as causal

the Russian Federation (11 fungi, 3 bacteria and 1 virus); pests not included in the Common List of Quarantine Objects of the EAEU and not found on the territory of the Russian Federation (2 fungi and 3 viruses). Thus, the formation of a list, systematization and categorization of phytopathogens transmitted by Cucurbitaceae seeds was carried out.

REFERENCES

1. Common interdepartmental information and statistical system "EMISS". URL: <https://www.fedstat.ru/> (last accessed: 07.08.2021) (in Russian).
2. *Agroinvestor* magazine. URL: <https://www.agroinvestor.ru> (last accessed: 05.09.2020) (in Russian).
3. Stancheva Y. Atlas of diseases of agricultural crops [Atlas bolezney selskokhozyaystvennykh kultur]. Volume 1. Diseases of vegetable crops / ed. O.A. Kulnich, L.V. Shirina. Sofia-Moscow: PENSOFT, 2005. 181 p. (in Russian).
4. Decree of the President of the Russian Federation No. 20 "On Approval of the Food Security Doctrine of the Russian Federation" dated January 21, 2020. URL: <http://kremlin.ru/acts/news/62627> (last accessed: 05.03.2020) (in Russian).
5. Federal State Information System "Argus-Fito". URL: <http://argusfito.fitorf.ru> (last accessed: 18.11.2020) (in Russian).
6. Federal State Statistics Service. URL: <https://rosstat.gov.ru> (last accessed: 05.08.2021) (in Russian).
7. Abro M., Sun X., Li X., Jatoi G., Guo L. Biocontrol potential of fungal endophytes against *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* causing wilt in cucumber. *Plant Pathol J.*, 2019; Vol. 35 (6): 598–608. URL: <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.05.2019.0129>.
8. Balaž J., Ilić R., Maširević S., Jošić D., Kojić S. First report of *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* causing bacterial leaf spots of oil pumpkin (*Cucurbita pepo*) in Serbia. *Plant Dis.*, 2014; Vol. 98 (5): 684. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-07-13-0714-PDN>.
9. Biswas C., Dey P., Satpathy S., Sarkar S., Bera A., Mahapatra B. A simple method of DNA isolation from jute (*Corchorus olitorius*) seed suitable for PCR-based detection of the pathogen *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. *Lett Appl Microbiol.*, 2013; Vol. 56 (2): 105–110. URL: <https://doi.org/10.1111/lam.12020>.
10. Casaroli D., Garcia D., Muniz M., Menezes N. Health and physiological quality of 'Menina Brasileira' squash seeds. *Fitopatologia Brasileira*, 2006; Vol. 31 (2): 158–163. URL: <http://www.scielo.br/pdf/fb/v31n2/30009.pdf>.
11. Farrag E., Moharam M. Pathogenic fungi transmitted through cucumber seeds and safely elimination by application of peppermint extract and oil. *Notulae Scientia Biologicae*, 2012; Vol. 4 (3): 83–91.
12. Garampalli R., Gapalkrishna M., Li H. et al. Two *Stagonosporopsis* species identified as causal agents of gummy stem blight epidemics of gherkin cucumber (*Cucumis sativus*) in Karnataka, India. *Eur J Plant Pathol.*, 2016; Vol. 145: 507–512. URL: <https://doi.org/10.1007/s10658-015-0841-2>.
13. Garibaldi A., Bertetti D., Poli A., Gullino M. First Report of Black Rot Caused by *Phomopsis cucurbitae* on

agents of gummy stem blight epidemics of gherkin cucumber (*Cucumis sativus*) in Karnataka, India. – Eur J Plant Pathol, Vol. 145: 507–512. URL: <https://doi.org/10.1007/s10658-015-0841-2>.

13. Garibaldi A., Bertetti D., Poli A., Gullino M., 2011. First Report of Black Rot Caused by *Phomopsis cucurbitae* on Cantaloupe (*Cucumis melo*) in the Piedmont Region of Northern Italy. – Plant Dis., Vol. 95 (10): 1317. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-11-0481>.

14. Geng L., Gong G., Song S., Xu X., Wu P., Meng S., 2019. Identification and control of seed-borne pathogen of watermelon wilt disease. – Journal of Plant Protection, Vol. 46 (2): 330–336.

15. Guan W., Tielin W., Huang Q., Zhao M., Tian E., Liu Y., Liu B., Yuwen Y., Zhao T., 2021. Transcriptomic and functional analyses reveal roles of AclR, a luxR-type global regular in regulating motility and virulence of *Acidovorax citrulli*. – Mol Plant Microbe Interact. URL: <https://doi.org/10.1094/MPMI-01-21-0020-R>.

16. Huang C., Lai Y., 2019. First report of *Stagonosporopsis citrulli* causing gummy stem blight of watermelon in Taiwan. – J Plant Pathol, Vol. 101: 417. URL: <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0192-x>.

17. Huang L., Niu Y., Su L., Deng H., Lyu H., 2020. The potential of endophytic fungi isolated from cucurbit plants for biocontrol of soilborne fungal diseases of cucumber. – Microbiol Res., Vol. 231: 126369. URL: <https://doi.org/10.1016/j.micres.2019.126369>.

18. Ikediugwu F., 1980. *Corticium rolfsii* and fruit rot of *Citrullus lanatus* in the field in Nigeria. – Transactions of the British Mycological Society, Vol. 75 (2): 316–319.

19. Keinath A., 2011. From native plant in central Europe to cultivated crops worldwide: the emergence of *Didymella bryoniae* as a cucurbit pathogen. – HortScience, Vol. 4: 532–535.

20. Keinath A., DuBose V., 2017. Disinfectant Treatments That Reduce Transmission of *Stagonosporopsis citrulli* During Cucurbit Grafting. – Plant Dis., Vol. 101 (11): 1895–1902. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-03-17-0451-RE>.

21. Kil E., Vo T., Fadhila C., Ho P., Lal A., Troiano E., Parrella G., Lee S., 2020. Seed transmission of tomato leaf curl New Delhi virus from zucchini squash in Italy. – Plants (Basel), Vol. 9 (5): 563. URL: <https://doi.org/10.3390/plants9050563>.

22. Mailafia S., Okoh G., Olabode H., Osanupin R., 2017. Isolation and identification of fungi associated with spoiled fruits vended in Gwagwalada market, Abuja, Nigeria. – Vet World, Vol. 10 (4): 393–397. URL: <https://doi.org/10.14202/vetworld.2017.393-397>.

23. Mehl H., Epstein L., 2007. Identification of *Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* race 1 and race 2 with PCR and production of disease-free pumpkin seeds. – Plant Dis., Vol. 91 (10): 1288–1292. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-91-10-1288>.

24. Nasreen S., Talha A., Ghaffar A., 2009. Location of seed-borne inoculum of *Macrophomina phaseolina* and its transmission in seedlings of cucumber. – Pakistan Journal of Botany, Vol. 41 (5): 2563–2566.

25. Newberry E., Jardini T., Rubio I., Roberts P., Babu B., Koike S., Bouzar H., Goss E., Jones J., Bull C., Paret M., 2016. Angular leaf spot of cucurbits is associated with genetically diverse *Pseudomonas syringae* strains. – Plant Dis., Vol. 100 (7): 1397–1404. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-15-1332-RE>.

26. Shargil D., Zemach H., Belausov E., Lachman O., Luria N., Molad O., Smith E., Kamenetsky R.,

Cantaloupe (*Cucumis melo*) in the Piedmont Region of Northern Italy. *Plant Dis.*, 2011; Vol. 95 (10): 1317. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-11-0481>.

14. Geng L., Gong G., Song S., Xu X., Wu P., Meng S. Identification and control of seed-borne pathogen of watermelon wilt disease. *Journal of Plant Protection*, 2019; Vol. 46 (2): 330–336.

15. Guan W., Tielin W., Huang Q., Zhao M., Tian E., Liu Y., Liu B., Yuwen Y., Zhao T. Transcriptomic and functional analyses reveal roles of AclR, a luxR-type global regular in regulating motility and virulence of *Acidovorax citrulli*. *Mol Plant Microbe Interact.*, 2021. URL: <https://doi.org/10.1094/MPMI-01-21-0020-R>.

16. Huang C., Lai Y. First report of *Stagonosporopsis citrulli* causing gummy stem blight of watermelon in Taiwan. *J Plant Pathol.*, 2019; Vol. 101: 417. URL: <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0192-x>.

17. Huang L., Niu Y., Su L., Deng H., Lyu H. The potential of endophytic fungi isolated from cucurbit plants for biocontrol of soilborne fungal diseases of cucumber. *Microbiol Res.*, 2020; Vol. 231: 126369. URL: <https://doi.org/10.1016/j.micres.2019.126369>.

18. Ikediugwu F. *Corticium rolfsii* and fruit rot of *Citrullus lanatus* in the field in Nigeria. *Transactions of the British Mycological Society*, 1980; Vol. 75 (2): 316–319.

19. Keinath A. From native plant in central Europe to cultivated crops worldwide: the emergence of *Didymella bryoniae* as a cucurbit pathogen. *HortScience*, 2011; Vol. 4: 532–535.

20. Keinath A., DuBose V. Disinfectant Treatments That Reduce Transmission of *Stagonosporopsis citrulli* During Cucurbit Grafting. *Plant Dis.*, 2017; Vol. 101 (11): 1895–1902. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-03-17-0451-RE>.

21. Kil E., Vo T., Fadhila C., Ho P., Lal A., Troiano E., Parrella G., Lee S. Seed transmission of tomato leaf curl New Delhi virus from zucchini squash in Italy. *Plants (Basel)*, 2020; Vol. 9 (5): 563. URL: <https://doi.org/10.3390/plants9050563>.

22. Mailafia S., Okoh G., Olabode H., Osanupin R. Isolation and identification of fungi associated with spoiled fruits vended in Gwagwalada market, Abuja, Nigeria. *Vet World*, 2017; Vol. 10 (4): 393–397. URL: <https://doi.org/10.14202/vetworld.2017.393-397>.

23. Mehl H., Epstein L. Identification of *Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* race 1 and race 2 with PCR and production of disease-free pumpkin seeds. *Plant Dis.*, 2007; Vol. 91 (10): 1288–1292. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-91-10-1288>.

24. Nasreen S., Talha A., Ghaffar A. Location of seed-borne inoculum of *Macrophomina phaseolina* and its transmission in seedlings of cucumber. *Pakistan Journal of Botany*, 2009; Vol. 41 (5): 2563–2566.

25. Newberry E., Jardini T., Rubio I., Roberts P., Babu B., Koike S., Bouzar H., Goss E., Jones J., Bull C., Paret M. Angular leaf spot of cucurbits is associated with genetically diverse *Pseudomonas syringae* strains. *Plant Dis.*, 2016; Vol. 100 (7): 1397–1404. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-15-1332-RE>.

26. Shargil D., Zemach H., Belausov E., Lachman O., Luria N., Molad O., Smith E., Kamenetsky R., Dombrovsky A. Insights into the maternal pathway for

Dombrovsky A., 2019. Insights into the maternal pathway for Cucumber green mottle mosaic virus infection of cucurbit seeds. – *Protoplasma*, Vol. 256 (4): 1109–1118. URL: <https://doi.org/10.1007/s00709-019-01370-6>.

27. Simmons H., Holmes E., Gildow F., Bothe-Goralczyk M., Stephenson A., 2011. Experimental verification of seed transmission of zucchini yellow mosaic virus. – *Plant Dis.*, Vol. 95 (6): 751–754. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-10-0843>.

28. Stewart J., Turner A., Brewer M., 2015. Evolutionary history and variation in host range of three *Stagonosporopsis* species causing gummy stem blight of cucurbits. – *Fungal Biol.*, Vol. 119 (5): 370–382. URL: <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2014.12.008>.

29. Sui X., Li R., Shamimuzzaman M., Wu Z., Ling K., 2019. Understanding the Transmissibility of Cucumber Green Mottle Mosaic Virus in Watermelon Seeds and Seed Health Assays. – *Plant Dis.*, Vol. 103 (6): 1126–1131. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-18-1787-RE>.

30. Svoboda J., Leisova-Svobodova L., 2011. First Report of Squash Mosaic Virus in Ornamental Pumpkin in the Czech Republic. – *Plant Dis.*, Vol. 95 (10): 1321. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-11-0444>.

31. Zhang X., Babadoost M., 2018. Characteristics of *Xanthomonas cucurbitae* isolates from pumpkins and survival of the bacterium in pumpkin seeds. – *Plant Dis.*, Vol. 102 (9): 1779–1784. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-17-1216-RE>.

32. Zhang Z., Ren W., Wang J., Chen W., Sang C., Chen C., 2018. Resistance risk assessment of *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* against phenamacril, a myosin inhibitor. – *Pestic Biochem Physiol.*, Vol. 147: 127–132. URL: <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2017.09.014>.

33. AgroAtlas: 2003–2009 Project “Interactive Agricultural Ecological Atlas of Russia and Neighboring Countries. Economic Plants and their Diseases, Pests and Weeds”. – URL: <http://www.agroatlas.ru/en/> (дата обращения: 08.09.2021).

34. CABI. Invasive Species Compendium. – URL: www.cabi.org/isc (дата обращения: 08.09.2021).

35. EPPO Global Database. – URL: <https://gd.eppo.int> (дата обращения: 08.09.2021).

36. FAOSTAT. Statistics Division Food and Agriculture Organization of the United Nations. – URL: <http://www.fao.org/faostat> (дата обращения: 10.08.2021).

37. Global Information Services for Seed Professionals. – URL: <https://www.seedquest.com/> (дата обращения: 15.02.2021).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Словарева Ольга Юрьевна, младший научный сотрудник отдела организации межлабораторных сличительных испытаний ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; ORCID 0000-0001-6022-5955, e-mail: slovareva.olga@gmail.com.

Бондаренко Галина Николаевна, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник – начальник Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; старший преподаватель Аграрно-технологического института ФГАОУ ВО «РUDН», г. Москва, Россия; ORCID 0000-0002-3826-1009, e-mail: reseachergm@mail.ru.

Cucumber green mottle mosaic virus infection of cucurbit seeds. *Protoplasma*, 2019; Vol. 256 (4): 1109–1118. URL: <https://doi.org/10.1007/s00709-019-01370-6>.

27. Simmons H., Holmes E., Gildow F., Bothe-Goralczyk M., Stephenson A. Experimental verification of seed transmission of zucchini yellow mosaic virus. *Plant Dis.*, 2011; Vol. 95 (6): 751–754. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-10-0843>.

28. Stewart J., Turner A., Brewer M. Evolutionary history and variation in host range of three *Stagonosporopsis* species causing gummy stem blight of cucurbits. *Fungal Biol.*, 2015; Vol. 119 (5): 370–382. URL: <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2014.12.008>.

29. Sui X., Li R., Shamimuzzaman M., Wu Z., Ling K. Understanding the Transmissibility of Cucumber Green Mottle Mosaic Virus in Watermelon Seeds and Seed Health Assays. *Plant Dis.*, 2019; Vol. 103 (6): 1126–1131. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-18-1787-RE>.

30. Svoboda J., Leisova-Svobodova L. First Report of Squash Mosaic Virus in Ornamental Pumpkin in the Czech Republic. *Plant Dis.*, 2011; Vol. 95 (10): 1321. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-11-0444>.

31. Zhang X., Babadoost M. Characteristics of *Xanthomonas cucurbitae* isolates from pumpkins and survival of the bacterium in pumpkin seeds. *Plant Dis.*, 2018; Vol. 102 (9): 1779–1784. URL: <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-17-1216-RE>.

32. Zhang Z., Ren W., Wang J., Chen W., Sang C., Chen C. Resistance risk assessment of *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* against phenamacril, a myosin inhibitor. *Pestic Biochem Physiol.*, 2018; Vol. 147: 127–132. URL: <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2017.09.014>.

33. AgroAtlas: 2003–2009 Project “Interactive Agricultural Ecological Atlas of Russia and Neighboring Countries. Economic Plants and their Diseases, Pests and Weeds”. URL: <http://www.agroatlas.ru/en/> (last accessed: 08.09.2021).

34. CABI. Invasive Species Compendium. URL: www.cabi.org/isc (last accessed: 08.09.2021).

35. EPPO Global Database. URL: <https://gd.eppo.int> (last accessed: 08.09.2021).

36. FAOSTAT. Statistics Division Food and Agriculture Organization of the United Nations. URL: <http://www.fao.org/faostat> (last accessed: 10.08.2021).

37. Global Information Services for Seed Professionals. URL: <https://www.seedquest.com/> (last accessed: 15.02.2021).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Olga Slovareva, Junior Researcher, Department of Interlaboratory Comparison Tests Organization, FGBU “VNIKR”, Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; ORCID 0000-0001-6022-5955, e-mail: slovareva.olga@gmail.com.

Galina Bondarenko, PhD in Biology, Senior Researcher, Head of Laboratory Testing Center, FGBU “VNIKR”, Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; Senior Lecturer at the Agrarian-Technological Institute of the Federal State Autonomous Educational Institution of Higher Education “RUDN”, Moscow, Russia; ORCID 0000-0002-3826-1009, e-mail: reseachergm@mail.ru.

Карантинные и другие вредители, выявленные в лесах Иркутской области

В.Ф. КОБЗАРЬ¹, Н.И. КОЛЕСОВА², А.А. ПЕТРИК³

^{1,2,3} Иркутский филиал ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»), г. Иркутск, Россия

¹ e-mail: v.kobzar84@mail.ru

² e-mail: nihalk@yandex.ru

³ e-mail: cool.anj76@yandex.ru

АННОТАЦИЯ

В статье приведены результаты 2-летнего (2019–2020 гг.) исследования энтомофауны основных вредителей лесных пород деревьев, проведенного авторами на территории лесов некоторых районов Иркутской области. Главной целью был сбор энтомологического материала на всех стадиях развития для формирования энтомологической коллекции, преимущественно – насекомых, повреждающих деревья хвойных пород. Выявлены: сибирский шелкопряд *Dendrolimus sibiricus* Tschetverikov, 1908 в Качугском, Баяндаевском, Слюдянском, Шелеховском, Иркутском, Ольхонском районах, непарный шелкопряд *Lymantria dispar* (Linnaeus, 1758) в Ольхонском районе. Во всех районах исследования отмечено присутствие усачей рода *Monochamus* Dejean, 1821; всего выявлено 5 видов: малый черный еловый усач *Monochamus sutor* (Linnaeus, 1758), большой черный еловый усач *Monochamus urusovi* (Fischer, 1806), черный сосновый усач *Monochamus galloprovincialis* (Olivier, 1795), черный крапчатый усач *Monochamus impluviatus* Motschulsky, 1859 и черный бархатно-пятнистый усач *Monochamus saltuarius* Gebler, 1830. В лесном массиве Слюдянского района под корой пихты сибирской (*Abies sibirica* Ledeb.) отловлен карантинный вредитель – уссурийский полиграф *Polygraphus proximus* Blandford, 1894. На сосне обыкновенной (*Pinus sylvestris* L.), лиственнице сибирской (*Larix sibirica* Ledeb.) отмечено массовое присутствие короэда шестизубого *Ips sexdentatus* (Boerner, 1776), короэда продолговатого *Ips subelongatus* (Motschulsky, 1860), на ели сибирской (*Picea obovata* Ledeb.) – короэда-типографа *Ips typographus* (Linnaeus, 1758).

Ключевые слова. Хвойные деревья, вредители, ксилофаги, усачи, *Monochamus*, короэды, *Polygraphus proximus*, шелкопряды.

ВВЕДЕНИЕ

Иркутская область располагает уникальными лесными ресурсами. По данным государственного лесного реестра на 1 января 2020 г., покрытые лесной растительностью земли занимают 62 млн га, что составляет 80,4% от ее территории.



Quarantine and other pests detected in the forests of Irkutsk Oblast

V.F. KOBZAR¹, N.I. KOLESOVA², A.A. PETRIK³

^{1,2,3} Irkutsk Branch of FGBU "All-Russian Plant Quarantine Center" (FGBU "VNIICR"), Irkutsk, Russia

¹ e-mail: v.kobzar84@mail.ru

² e-mail: nihalk@yandex.ru

³ e-mail: cool.anj76@yandex.ru

ABSTRACT

The article provides the results of a 2-year (2019–2020) study of entomofauna of the main forest tree pests conducted by the authors in the forests of several districts of Irkutsk Oblast. The main aim was to collect entomological material at all stages of development for the formation of an entomological collection, mainly insects damaging coniferous trees. There were detected: Siberian conifer silk moth *Dendrolimus sibiricus* Tschetverikov, 1908 in Kachugsky, Bayandayevsky, Slyudyansky, Shelekhovsky, Irkutsky, Olkhonsky Districts, gypsy moth *Lymantria dispar* (Linnaeus, 1758) in Olkhonsky District. All the districts of the study contained pine sawyer beetles of the genus *Monochamus* Dejean, 1821; totally, 5 species were detected: small white-marmorated longhorn beetle *Monochamus sutor* (Linnaeus, 1758), white mottled sawyer *Monochamus urusovi* (Fischer, 1806), black pine sawyer beetle *Monochamus galloprovincialis* (Olivier, 1795), Siberian speckled sawyer *Monochamus impluviatus* Motschulsky, 1859 and *Monochamus saltuarius* Gebler, 1830. In the forest of the Slyudyansky District, a quarantine pest – Japanese silver-fir bark beetle *Polygraphus proximus* Blandford, 1894, was detected under the bark of Siberian fir (*Abies sibirica* Ledeb.). On Scotch pine (*Pinus sylvestris* L.) and Siberian larch (*Larix sibirica* Ledeb.), there was reported massive colonization of six-toothed bark beetle *Ips sexdentatus* (Boerner, 1776), larch bark beetle *Ips subelongatus* (Motschulsky, 1860), on Siberian spruce (*Picea obovata* Ledeb.) – eight-toothed spruce bark beetle *Ips typographus* (Linnaeus, 1758).

Key words. Conifers, pests, xylophages, *Monochamus*, bark beetles, *Polygraphus proximus*, silkworms.

INTRODUCTION

Irkutsk Oblast has unique forest resources. According to the data of the state forest register as of January 1, 2020, the land covered with forest vegetation occupies 62 million hectares, which is 80.4% of its territory. According to this

По этому показателю регион относится к числу наиболее многолесных среди субъектов Российской Федерации.

Общий запас древесины составляет 8 567,9 млн м³. Лесной фонд представлен на 72,6% насаждениями с преобладанием в составе хвойных пород, на 19,6% – мягколиственных, и 7,7% земель занято кустарниковыми зарослями. В составе хвойных лесов преобладают породы деревьев с ценными сортами древесины: лиственница, сосна, кедр и ель. В лиственных лесах преимущественно произрастают осина и береза. Встречаются тополь, ольха, ива, рябина, черемуха (Государственный доклад, 2021).

Насекомые, как важнейший компонент лесных биоценозов, играют огромную роль в их формировании, влияют на вегетативную массу, семенную продуктивность, прирост и возможность возобновления лесов, в том числе определяя смену пород древесных и лесных сообществ. Важнейшим условием формирования состава вредной лесной энтомофауны является породный и возрастной состав лесов.

Дендрофильные насекомые в Приангарье по влиянию на устойчивость древостоев занимают 3-е место после пожаров и болезней леса. Доля очагов хвоегрызущих вредителей леса составляет 73,2% от общей площади очагов вредных организмов, действовавших на конец 2019 г., листогрызущих вредителей – 3,7%, болезней леса – 14,3%, стволовых вредителей – 8,8%. Динамика площадей очагов вредителей в Иркутской области имеет волнообразный характер и в основном зависит от природных условий (Рунова, Базыльников, 2020).

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Обследования и сбор насекомых проводили в период с мая по октябрь 2019–2020 гг. в лесных массивах, лесонасаждениях Среднесибирского подтаежно-лесостепного района на территории Иркутского, Качугского, Баяндаевского, Боханского, Осинского, Балаганского, Нукутского, Куйтунского, Зиминского, Ангарского, Усольского, Черемховского, Шелеховского муниципальных районов Иркутской области; в Байкальском горном лесном районе, включающем Слюдянский, Ольхонский, Иркутский муниципальные районы, а также в Алтае-Саянском горно-таежном районе на территории Шелеховского муниципального района. Обследованию подвергались преимущественно хвойные породы деревьев: лиственница сибирская (*Larix sibirica*), сосна обыкновенная (*Pinus sylvestris*), сосна кедровая сибирская (*Pinus sibirica*), пихта сибирская (*Abies sibirica*), ель сибирская (*Picea obovata*), также исследовали на наличие вредителей и лиственные породы деревьев, такие как березы (*Betula* spp.), осина обыкновенная (*Populus tremula*), ивы (*Salix* spp.).

Методы сбора включали энтомологическое кошение и ручной сбор насекомых с повреждаемых деревьев, отряхивание ветвей деревьев с использованием энтомологического зонта, лов бабочек на искусственный источник света. При ручном сборе визуальному обследованию в первую очередь подлежали деревья, поврежденные первичными насекомыми, пожарами, ветром, пни и порубочные остатки на местах заготовок древесины (рис. 1). Также отбирались образцы спилов с признаками,

indicator, the region is among the most wooded among the constituent entities of the Russian Federation.

The total timber stock is 8,567.9 million m³. The forest fund is represented by 72.6% of plantations with a predominance of conifers, 19.6% – deciduous, and 7.7% of the land is occupied by shrubs. Coniferous forests are dominated by tree species with valuable types of wood: larch, pine, cedar and spruce. Deciduous forests are dominated by aspen and birch. There is poplar, alder, willow, mountain ash, bird cherry (State report, 2021).

Insects, as the most important component of forest biocenoses, play a huge role in their formation, affect the vegetative mass, seed productivity, growth and the possibility of forest renewal, including determining the change in species of woody and forest communities. The most important condition for the formation of the composition of harmful forest entomofauna is the species and age composition of forests.

Dendrophilous insects in the Angara Region, in terms of their influence on the stability of forest stands, occupy the third place after fires and forest diseases. The proportion of pine forest pest outbreaks is 73.2% of the total area of pest outbreaks that were active at the end of 2019, leaf pests – 3.7%, forest diseases – 14.3%, stem pests – 8.8%. The dynamics of the areas of pest outbreaks in Irkutsk Oblast has a wave-like character and mainly depends on natural conditions (Runova, Bazylnikov, 2020).

MATERIALS AND METHODS

The survey and collection of insects was carried out from May to October 2019–2020 in woodlands, forest plantations of the Central Siberian subtaiga-forest-steppe region on the territory of the Irkutsky, Kachugsky, Bayandayevsky, Bokhansky, Osinsky, Balagansky, Nukutsky, Kuytunsky, Ziminsky, Angarsky, Usolsky, Cheremkhovsky, Shelekhovsky Municipal Districts of Irkutsk Oblast; in the Baikal mountain forest region, including the Slyudyansky, Olkhonsky, Irkutsky Municipal Districts, as well as in the Altai-Sayan mountain taiga region on the territory of the Shelekhovsky Municipal District. Coniferous tree species were mainly surveyed: Siberian larch (*Larix sibirica*), Scotch pine (*Pinus sylvestris*), Siberian pine (*Pinus sibirica*), Siberian fir (*Abies sibirica*), Siberian spruce (*Picea obovata*); deciduous trees such as birch (*Betula* spp.), aspen (*Populus tremula*), willow (*Salix* spp.) were also examined for pests.

Collection methods included entomological mowing and manual collection of insects from damaged trees, shaking off tree branches using a beating net, and catching butterflies with an artificial light source. During manual collection, trees damaged by primary insects, fires, wind, stumps and felling residues at the sites of timber harvesting were primarily subject to visual observation (Fig. 1). We also took samples of cuttings with signs indicating the presence of stem pests.

To catch imagoes of *Ips sexdentatus*, *I. typographus* and *Pityogenes chalcographus* (Linnaeus, 1761) pheromone traps of the barrier-funnel type with pheromones produced by FGBU “VNIIR” were used (Fig. 2). The traps were set at a height of 1.5–2 m from the soil level



Рис. 1. Сбор энтомологического материала ксилофагов в Усольском лесничестве, 2019 г. (фото Н.И. Колесовой)

Fig. 1. Collection of entomological material of xylophages in Usolsk Forestry, 2019 (photo by N.I. Kolesova)



Рис. 2. Установка феромонной ловушки для отлова имаго *Ips typographus* в Слюдянском лесничестве, 2020 г. (фото А.А. Петрик)

Fig. 2. Setting a pheromone trap for catching imagoes of *Ips typographus* in Slyudyansk Forestry, 2020 (photo by A.A. Petrik)

указывающими на присутствие стволовых вредителей.

Для отлова имаго *Ips sexdentatus*, *I. typographus*, гравера обыкновенного *Pityogenes chalcographus* (Linnaeus, 1761) использовались феромонные ловушки барьерно-ворончатого типа с феромонами производства ФГБУ «ВНИИКР» (рис. 2). Ловушки устанавливали на высоте 1,5–2 м от уровня почвы в период лёта короедов, согласно инструкции.

Собранный материал сохранялся различным способом: преимагинальные стадии насекомых фиксировались в 70%-м этиловом спирте, бабочки помещались в специальные конверты или в энтомологические коробки, жуки также помещались в энтомологические коробки либо раскладывались на матрасики (рис. 3).

Идентификацию чешуекрылых проводили по морфологическим признакам: у имаго – жилкование крыльев, рисунок и окрас крыльев, строение глаз, микропрепараты гениталий самцов, у гусениц – хетотаксия, окраска, расположение крючков на брюшных ногах и другие признаки. Для идентификации использовали определители (Золотухин, 2015; МР ВНИИКР № 20-2015).

Представителей Coleoptera – как жуков, так и личинок – идентифицировали с помощью морфологических признаков с использованием соответствующей литературы (Татарина и др. 2016; Криволюцкая, 1996; Старк, 1952; Черепанов, Черепанова, 1975; Черепанов 1979, 1981, 1983; Ижевский и др., 2005).

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

По своему воздействию на лесные экосистемы из хвое- и листогрызущих вредителей особо

дурно влияющими на присутствие стволовых вредителей, согласно инструкции.

The collected material was preserved in different ways: pre-imaginal stages of insects were fixed in 70% ethanol, moths were placed in special envelopes or entomological boxes, beetles were also placed in entomological boxes or laid out on mattresses (Fig. 3).

Lepidoptera were identified by morphological features: for imagoes – wing venation, wing pattern and color, eye structure, male genitalia slides, for caterpillars – chaetotaxy, coloration, arrangement of crochets on the abdominal legs, and other features. Identification keys were used (Zolotukhin, 2015; МР ВНИИКР No. 20-2015).

Representatives of Coleoptera – both beetles and larvae – were identified using morphological characters using the relevant literature (Tatarinova et al. 2016; Krivolutsкая, 1996; Stark, 1952; Cherepanov, Cherepanova, 1975; Cherepanov 1979, 1981, 1983; Izhevsky et al., 2005).

RESULTS AND DISCUSSION

Siberian silk moth *Dendrolimus sibiricus* Tschetverikov, 1908 stands out among the pine and leaf-eating pests in terms of its effect on forest ecosystems. This phyllophagous in Siberia is one of the most harmful pests of coniferous forests. Sporadic mass outbreaks of the pest lead to significant changes in the structure of boreal forests, the death of stands and a change in biocenosis (Leontiev, 2015).

When coniferous trees grow together, it damages primarily fir, cedar and larch. The caterpillars of the Siberian cocoon moth feed on the needles of Scots pine and spruce extremely reluctantly. The dark coniferous species (fir, cedar) are the most unstable to the Siberian silk moth, and larch is the most resistant (Rozhkov, 1963, 1965).

The Siberian silk moth is detected in forest phytocenoses with the participation of conifers almost throughout Irkutsk Oblast. The biotopic distribution of the species is mosaic, since it avoids pure pine forests and mixed stands with a predominance of deciduous species. The species inhabits subtaiga, southern taiga and mountain taiga coniferous forests.

The population density of the Siberian silk moth and the ability to form outbreaks of mass reproduction correlate with the heat and moisture supply of biotopes. In Irkutsk Oblast, the most frequent outbreaks are formed in subtaiga larch forests and southern taiga fir-cedar blueberry-small-grass-green moss forests (Epova and Pleshanov, 1995). According to the results

выделяется сибирский шелкопряд *Dendrolimus sibiricus* Tschetverikov, 1908. Этот филлофаг в Сибири является одним из самых опасных вредителей хвойных лесов. Периодические массовые вспышки вредителя приводят к существенным изменениям структуры бореальных лесов, гибели древостоев и смене биоценоза (Леонтьев, 2015).

При совместном произрастании хвойных пород деревьев он повреждает в первую очередь пихту, кедр и лиственницу. Хвоей сосны обыкновенной и ели гусеницы сибирского коконопряда питаются крайне неохотно. Самые неустойчивые к сибирскому шелкопряду темнохвойные породы (пихта, кедр), а наиболее устойчива лиственница (Рожков, 1963, 1965).

Сибирский шелкопряд встречается в лесных фитоценозах с участием хвойных пород практически по всей территории Иркутской области. Биотопическое распределение вида носит мозаичный характер, поскольку он избегает чистых сосняков и смешанных насаждений с преобладанием лиственных пород. Вид населяет подтаежные, южнотажные и горно-таежные хвойные леса.

Плотность популяций сибирского шелкопряда и способность формировать очаги массового размножения коррелируют с тепло- и влагообеспеченностью биотопов. В Иркутской области наиболее часто очаги формируются в подтаежных лиственничниках разнотравных и южнотажных пихтово-кедровых чернично-мелкотравно-зеленомошных лесах (Эпова, Плешанов, 1995). Согласно результатам осенней инвентаризации лесов 2019 г., проведенной филиалом ФБУ «Рослесозащита» – «Центр защиты леса Иркутской области», площадь очагов сибирского шелкопряда на территории Иркутской области составляла 61 895,4 га (Государственный доклад, 2021).

При обследовании в 3-й декаде мая 2019 г. лесного массива с преобладанием древостоя лиственницы сибирской (*Larix sibirica* Ledeb.) Качугской дачи Верхолenskого участкового лесничества Качугского лесничества на лиственнице и сосне обыкновенной (*Pinus sylvestris* L.) были собраны гусеницы сибирского шелкопряда II и III возраста. Объедание хвои гусеницами в этот период характеризовалось как незначительное, но уже при исследовании данной местности 17 июня 2020 г. картина кардинально поменялась: отмечена массовая дефолиация сибирским шелкопрядом как лиственницы, так и сосны (рис. 4). Также собраны гусеницы старших возрастов и куколки вместе с коконами (рис. 5, 6).

Часть собранного материала была зафиксирована в 70%-м этиловом спирте, а другая была помещена в садки и использовалась для выведения имаго шелкопряда в лабораторных условиях при температуре 22–25 °C. Первый выход бабочек из куколок наблюдался 29 июня, а основной – в 2-й декаде июля. В насаждениях Верхолenskих лесничеств (Качугское, Жигаловское, Казачинско-Ленское) сибирский шелкопряд развивается по 2-летней генерации. Здесь вредитель распространен как в темнохвойных, в основном с преобладанием кедра, так и в лиственничных древостоях. Кедровая раса шелкопряда в этих районах летает по четным годам. Популяции, развивающиеся в лиственничниках, имеют смешанную генерацию (Михайлов,

of the autumn forest inventory in 2019, conducted by the branch of the Federal Budgetary Institution “Russian Center of Forest Health (Roslesozashchita)” – Forest Protection Center of Irkutsk Oblast, the area of Siberian silk moth outbreaks in Irkutsk Oblast was 61,895.4 hectares (State report, 2021).

When surveyed in the 3rd decade of May 2019, a forest with a predominance of tree stands of Siberian larch (*Larix sibirica* Ledeb.) in Kachug dacha of Verkholensk Forestry Guard Department of Kachug Forestry, Siberian silk moth caterpillars of the II and III instars were collected on larch and Scots pine (*Pinus sylvestris* L.). The eating of needles by caterpillars during this period was characterized as insignificant, but already during the study of this area on June 17, 2020, the picture changed dramatically: mass defoliation of both larch and pine by the Siberian silk moth was noted (Fig. 4). Also, caterpillars of older instars and pupae together with cocoons were collected (Fig. 5, 6).

Part of the collected material was fixed in 70% ethanol, and the other was placed in cages and used to hatch adult silk moths under laboratory conditions at a temperature of 22–25 °C. The first emergence of moths from pupae was observed on June 29, and the main one – in the second decade of July. In the plantations of the Verkholensk Forestries (Kachug, Zhigalovsk, Kazachinsko-Lensky), the Siberian silk moth develops after a 2-year generation. Here the pest is widespread both in dark conifers, mainly with a predominance of cedar, and in larch stands. The cedar race of the silk moth flies in these areas in even years. Populations developing in larch forests have a mixed generation (Mikhailov, Sumina, 2012). In the studied outbreak, we noted a 2-year generation of development.

In addition to the Kachugsky District, the caterpillars of the Siberian silk moth were detected at random



Рис. 3. Часть сборов жесткокрылых (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 3. Part of the collection of Coleoptera (photo by V.F. Kobzar)



Рис. 4. Деревья лиственницы и сосны, поврежденные сибирским шелкопрядом (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 4. Larch and pine trees damaged by the Siberian silk moth (photo by V.F. Kobzar)

Сумина, 2012). В обследуемом нами очаге также отмечена 2-летняя генерация развития.

Кроме Качугского района гусеницы сибирского шелкопряда были выявлены единично в Ольхонском, Баяндаевском, Слюдянском, Иркутском, Шелеховском районах на ели сибирской, кедре и лиственнице.

В ходе полевых экспедиций в июне – августе 2019–2020 гг. на территории Ольхонского района (Байкальский горный лесной район), Сарминской дачи Ольхонского участкового лесничества и технического участка № 1 Бугульдейского участкового лесничества отмечено массовое заселение лиственниц гусеницами непарного шелкопряда *Lymantria dispar* (Linnaeus, 1758) (рис. 7, 8). Также в Ольхонском участковом лесничестве выявлены в незначительном количестве гусеницы этого вредителя на иве *Salix* sp.

Яйцекладки этого вида обнаруживались в основном на скальных обнажениях на склонах гор, что является отличительной особенностью для восточносибирской географической формы данного вредителя (Гниненко, 2003). Среднее количество яиц на одну яйцекладку в 2019 г. составило 235 шт., в 2020 г. – 215 шт.

Часть собранных гусениц старшего возраста непарного шелкопряда были поражены энтомофагами семейства Braconidae. Зараженность наблюдаемых гусениц данными паразитами в 2019 г. составила 18%, а в 2020 г. – 22%. Перед окукливанием личинки паразита выходят наружу и окукливаются

in the Olkhonsky, Bayandayevsky, Slyudyansky, Irkutsky, Shelekhovsky Districts on Siberian spruce, cedar and larch.

During field expeditions in June – August 2019–2020 on the territory of the Olkhonsky District (Baikalsky mountain forest region), the Sarminskaya dacha of the Olkhonsky District Forestry and the technical site No. 1 of the Buguldeysky District Forestry, a mass colonization gypsy moth *Lymantria dispar* (Linnaeus, 1758) caterpillars was noted on larch trees (Fig. 7, 8). Also, in Olkhonsk Forestry Guard Department, a small number of caterpillars of this pest were found on the willow *Salix* sp.

Ovipositions of this species were found mainly on rocky outcrops on mountain slopes, which is a distinctive feature for the East Siberian geographic form of this pest (Gninenko, 2003). The average number of eggs per egg-laying in 2019 was 235, in 2020 – 215.

Some of the collected older gypsy moth caterpillars were infected by entomophages of the Braconidae family. The infection of the observed caterpillars with these parasites in 2019 was 18%, and in 2020 – 22%. Before pupation, the larvae of the parasite emerge and pupate in silky light cocoons on the host's dead body (Fig. 9).

In the caterpillars and pupae of the pest, another entomophage was also recorded, which also plays a significant role in the natural regulation of the gypsy moth population: these are tachina flies of the Tachinidae family (Fig. 10). The infection of the analyzed silk moth caterpillars with tachinas in 2019 was 21%, and in 2020 – 32%. Adult tachinas feed on the nectar of flowers, the larvae feed inside the caterpillars, pupation occurs in a false cocoon inside the dead larva or outside it (Vorontsov, 1982).

According to the observations of 2019–2020 in the studied areas mass flight of gypsy moths was recorded in the 1st decade of August.



Рис. 5. Гусеницы сибирского шелкопряда на лиственнице (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 5. Caterpillars of the Siberian silk moth on larch (photo by V.F. Kobzar)



Рис. 6. Гусеница и коконы сибирского шелкопряда (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 6. Caterpillar and cocoons of the Siberian silk moth (photo by V.F. Kobzar)



Рис. 7. Гусеница непарного шелкопряда на лиственнице (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 7. Gypsy moth caterpillar on larch (photo by V.F. Kobzar)

в шелковистых светлых коконах на трупке хозяйки (рис. 9).

В гусеницах и куколках вредителя зафиксирован и другой энтомофаг, который также играет значительную роль в естественном регулировании численности популяции непарного шелкопряда: это мухи-тахины семейства Tachinidae (рис. 10). Зараженность проанализированных гусениц шелкопряда тахинами в 2019 г. составила 21%, а в 2020 г. – 32%. Взрослые тахины питаются нектаром цветков, личинки питаются внутри гусениц, окукливание происходит в ложном коконе внутри погибшей личинки или вне ее (Воронцов, 1982).

По наблюдениям 2019–2020 гг. в исследуемых местностях массовый лёт бабочек непарного шелкопряда отмечен в 1-й декаде августа.

В лесах Сибири и Дальнего Востока жуки-усачи вместе с короедами составляют основу комплексов стволовых вредителей (Мамаев, 1985). За редким исключением, эти вредители не нападают на совершенно здоровые растения, а предпочитают ослабленные, отмирающие или полностью усохшие деревья (Рожков и др., 1966; Рожков, Массель, 1982). На территории Иркутской области зарегистрировано 127 видов насекомых – ксилофагов хвойных пород (Агафонова, Антонов, 2014).

По итогам обследований в первую очередь ветровалов, гарей, мест заготовок древесины, лесонасаждений, поврежденных ксилофагами, произведен сбор жуков и личинок усачей рода *Monochamus* Dejean, 1821, имеющих карантинный статус для Российской Федерации. Всего выявлено 5 видов: *Monochamus sutor*, *M. urussovi*, *M. galloprovincialis*, *M. impluviatus*, *M. saltuarius*. Из них последние 2 вида выявлялись редко: *M. impluviatus* – 22 экземпляра, *M. saltuarius* – 11 экземпляров.

Кроме повреждения хвойных пород, в Балаганском районе зафиксировано развитие личинок *M. urussovi* на березе. Лёт имаго *Monochamus* наблюдался с 3-й декады мая до конца августа, наибольшее количество отловленных жуков приходится на 2-ю и 3-ю декаду июля. Также в обследованных сосновых лесах выявлялись 3 вида рода *Acanthocinus* Dejean, 1821: *Acanthocinus aedilis* (Linnaeus, 1758), *A. carinulatus* (Gebler, 1833) и *A. griseus* (Fabricius, 1793).

In the forests of Siberia and the Far East, longhorn beetles, together with bark beetles, form the basis of complexes of stem pests (Mamaev, 1985). With rare exceptions, these pests do not attack perfectly healthy plants, but prefer weakened, dying or completely withered trees (Rozhkov et al., 1966; Rozhkov and Massel, 1982). On the territory of Irkutsk Oblast, 127 species of insects, xylophages of conifers, have been registered (Agafonova, Antonov, 2014).

Based on the results of surveys of windblows, burnt-out areas, timber harvesting sites, forest plantations damaged by xylophages, beetles and larvae of the genus *Monochamus* Dejean, 1821 of quarantine status for the Russian Federation were collected. A total of 5 species were detected: *Monochamus sutor*, *M. urussovi*, *M. galloprovincialis*, *M. impluviatus*, *M. saltuarius*. Of these, the last 2 species were rarely detected: *M. impluviatus* – 22 individuals, *M. saltuarius* – 11 individuals.

In addition to damage to conifers, the development of *M. urussovi* larvae was recorded in the Balagan region on birch trees. The flight of *Monochamus* imagoes was recorded from the last week of May till the end of August, the most beetles being collected in the second half on July. Also, in the surveyed pine forests, 3 species of the genus *Acanthocinus* Dejean, 1821 were identified: *Acanthocinus aedilis* (Linnaeus, 1758), *A. carinulatus* (Gebler, 1833) and *A. griseus* (Fabricius, 1793).

Larvae of Altai larch longhorn beetle *Xylotrechus altaicus* (Gebler, 1836) were collected from viable larch in Olkhonsky District. Currently, this pest is relatively rare.

Of the longhorn beetles developing on deciduous trees there were detected: *Saperda perforata* (Pallas, 1773), *Xylotrechus rusticus* (Linnaeus, 1758), *Strangalia attenuata* (Linnaeus, 1758), *Lamia textor* (Linnaeus, 1758) and *Rhaphuma gracilipes* (Faldermann, 1835).

During the 2019–2020 field seasons, in the Slyudyansky District (near the village of Utulik) in a cedar-fir-birch-forb forest on Siberian fir, all development stages of *Polygraphus proximus* Blandford, 1894 were collected.



Рис. 8. Лиственница, пораженная непарным шелкопрядом в Ольхонском участковом лесничестве, 2020 г. (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 8. Larch affected by the gypsy moth in the Olkhonsky District Forestry, 2020 (photo by V.F. Kobzar)



Рис. 9. Гусеница непарного шелкопряда, пораженная энтомофагом семейства Braconidae (фото А.А. Петрик)

Fig. 9. A gypsy moth caterpillar affected by an entomophage of the Braconidae family (photo by A.A. Petrik)



Рис. 10. Гусеница непарного шелкопряда, поврежденная личинкой мухи-тахины (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 10. A gypsy moth caterpillar damaged by a tachina fly larva (photo by V.F. Kobzar)

В Ольхонском районе с жизнеспособной лиственницы были собраны личинки алтайского лиственничного усача *Xylotrechus altaicus* (Gebler, 1836). В настоящее время данный вредитель встречается сравнительно редко.

Из усачей, развивающихся на деревьях лиственных пород, выявлялись: *Saperda perforata* (Pallas, 1773), *Xylotrechus rusticus* (Linnaeus, 1758), *Strangalia attenuata* (Linnaeus, 1758), *Lamia textor* (Linnaeus, 1758), *Rhaphuma gracilipes* (Faldermann, 1835).

В течение полевых сезонов 2019–2020 гг. в Слюдянском районе (окрестности поселка Утулик) в кедрово-пихтово-березово-разнотравном лесу на пихте сибирской производился сбор всех стадий развития уссурийского полиграфа *Polygraphus proximus* Blandford, 1894. В исследуемой местности присутствие данного вредителя впервые зарегистрировано на территории Иркутской области в 2017 г. (Быстров и др., 2019). В 2019 г. нами были отмечены как стоящие на корню сухостойные деревья после поражения полиграфом, так и живые деревья, заселенные вредителем или имеющие признаки попыток внедрения (рис. 11). А уже при обследовании в конце 3-й декады августа 2020 г. в данном очаге наблюдалось стопроцентное заселение пихты и ее массовая гибель.

Уссурийский полиграф является инвазивным вредителем дальневосточного происхождения. Как опасный вредитель пихты он стал известен

In the study area, the presence of this pest was first recorded in Irkutsk Oblast in 2017 (Bystrov et al., 2019). In 2019, we noted both standing dead trees after being hit by this pest, and living trees inhabited by it or showing signs of attempts of introduction (Fig. 11). And already during the examination at the end of the last week of August 2020, one hundred percent colonization of fir and its mass death were observed in this outbreak.

Polygraphus proximus Blandford, 1894 is an invasive pest of Far Eastern origin. As a dangerous pest of fir, it became known relatively recently in a number of regions of the European part of the country and in Siberia (Krivets et al., 2015). It is believed that the it first settled on the southern coast of Lake Baikal, most likely in 2005–2006 (Efremenko, Demidko, 2019). As of August 26, 2020, the area of forest stands damaged by *Polygraphus proximus* in the Slyudyansky District was about 2.5 thousand hectares (<https://rcfh.ru/news-filials/24059.html>).

In addition to *Polygraphus proximus* Blandford, 1894, beetles of other 18 species of Scolytinae were collected. Most often, under the bark of coniferous trees, mainly larch and pine, there were species such as *Ips sexdentatus*, *I. subelongatus*, *I. acuminatus* (Gyllenhal, 1827), *Orthotomicus proximus* (Eichhoff, 1867), *O. laricis* (Fabricius, 1792), and under the bark of Siberian spruce – *Ips typographus*.

Along with manual collection, in 2020, bark beetles were collected with pheromone traps, from which the imagoes of the six-toothed spruce bark beetle, spruce wood engraver, and a eight-toothed spruce bark beetle were collected. In addition, pheromone traps intended for the six-toothed spruce bark beetle collected *Hylastes cunicularius* Erichson, 1836 (Shelekhovskiy District) and *Ips duplicatus* (Sahlberg, 1836) (Irkutsky District).

Among the bark beetles damaging deciduous trees, *Scolytus ratzeburgi* Janson, 1856 and *Trypodendron signatum* (Fabricius, 1787) were detected on a birch.

The list of detected species of insect pests in the forests of Irkutsk Oblast based on the results of a 2-year study is presented in the table (see Table).

CONCLUSION

As a result of a 2-year study of forests on the territory of Irkutsk Oblast, an extensive entomological material of forest pests at various stages of development was collected. There were detected and identified 55 species from 11 families of insects, including 8 plant quarantine species for the Russian Federation.

The collected entomological material will be used for educational, scientific purposes and for the preparation of samples for interlaboratory comparison tests. Part of the collected entomological material was transferred to FGBU “VNIKR” for the formation of the entomological collection fund.

REFERENCES

1. Agafonova T., Antonov I. Catalog of coniferous xylophagous insects of Baikal Siberia and Northern Amur Region: based on the collection materials of the Museum “Terrestrial Ecosystems of Baikal Siberia” [Katalog nasekomykh-ksilofagov khvoynykh

сравнительно недавно в ряде регионов европейской части страны и в Сибири (Кривец и др., 2015). Считается, что уссурийский полиграф впервые заселился на южное побережье Байкала, вероятнее всего, в 2005–2006 гг. (Ефременко, Демидко, 2019). По состоянию на 26 августа 2020 г. площадь древостоев, поврежденных уссурийским полиграфом, в Слюдянском районе составляла около 2,5 тыс. га (<https://rcfh.ru/news-filials/24059.html>).

Кроме уссурийского полиграфа были собраны жуки еще 18 видов Scolytinae. Наиболее часто под корой хвойных пород деревьев, преимущественно лиственницы и сосны, обнаруживались такие виды, как *Ips sexdentatus*, *I. subelongatus*, *I. acuminatus* (Gyllenhal, 1827), *Orthotomicus proximus* (Eichhoff, 1867), *O. laricis* (Fabricius, 1792), а под корой ели сибирской – *Ips typographus*.

Наряду с ручным сбором, в 2020 г. осуществлялся отлов короедов с помощью феромонных ловушек, из которых были извлечены имаго шестизубого короеда, гравера обыкновенного, короеда-типографа. Кроме того, на феромонные ловушки, предназначенные для короеда шестизубого, были отловлены еловый корнежил *Hylastes cunicularius* Erichson, 1836 (Шелеховский район) и короед-двойник *Ips duplicatus* (Sahlberg, 1836) (Иркутский район).

Среди короедов, повреждающих лиственные породы деревьев, на березе выявлен заболонник березовый *Scolytus ratzeburgi* Janson, 1856 и древесинник многоядный *Trypodendron signatum* (Fabricius, 1787).

Перечень выявленных видов насекомых-вредителей на территории лесов Иркутской области по результатам 2-летнего исследования представлен в таблице (см. таблицу).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В результате 2-летнего исследования лесов на территории Иркутской области был собран обширный энтомологический материал вредителей лесных пород деревьев в различных стадиях развития. Выявлено и определено 55 видов из 11 семейств насекомых, в том числе 8 видов, имеющих карантинный статус для Российской Федерации.

Собранный энтомологический материал послужит для использования в учебных, научных целях и подготовки образцов для межлабораторных сличительных испытаний. Часть собранного энтомологического материала передана в ФГБУ «ВНИИКР» для формирования энтомологического коллекционного фонда.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Агафонова Т., Антонов И. Каталог насекомых-ксилофагов хвойных пород Байкальской Сибири и Северного Приамурья: по фондовым материалам музея «Наземные экосистемы Байкальской Сибири». – Иркутск: Институт географии им. В.Б. Сочавы СО РАН, 2014, 215 с.
2. Быстров С., Морозова Т., Воронин В., Осолков В., 2019. Инвазия уссурийского полиграфа *Polygraphus proximus* Blandford в темнохвойную тайгу Южного Прибайкалья (хребет Хамар-Дабан) (с. 70–72). – Лесные экосистемы бореальной зоны: биоразнообразие, биоэкономика, экологические риски. Материалы Всероссийской конференции с международным участием. Август 26–31, 2019, Красноярск: ИЛ СО РАН, 558 с.



Рис. 11. Повреждения уссурийского полиграфа на пихте (фото В.Ф. Кобзаря)

Fig. 11. Damage caused by *Polygraphus proximus* on fir (photo by V.F. Kobzar)

porod Baykalskoy Sibiri i Severnogo Priamurya: po fondovym materialam muzeya «Nazemnyye ekosistemy Baykal'skoy Sibiri». Irkutsk: Institute of Geography. V.B. Sochavy SB RAS, 2014, 215 p. (in Russian).

2. Bystrov S., Morozova T., Voronin V., Oskolkov V. Invasion of *Polygraphus proximus* Blandford into the dark coniferous taiga of the southern Baikal region (Khamar-Daban ridge) [Invaziya ussuriyskogo poligrafa *Polygraphus proximus* Blandford v temnokhvoynuyu taygu Yuzhnogo Pribaykalya (khrebet Khamar-Daban)]. Forest ecosystems of the boreal zone: biodiversity, bioeconomics, environmental risks. Materials of the All-Russian conference with international participation. August 26–31, 2019, Krasnoyarsk: IL SO RAN, 2019; 70–72; 558 p. (in Russian).
3. Vorontsov A. Forest entomology [Lesnaya entomologiya], 4th edition, revised and enlarged. M.: Higher school, 1982, 384 p. (in Russian).
4. Gninenko U. Geographical forms of gypsy moths (*Lymantria dispar* L.) in northern and central Asia [Geograficheskiye formy neparnogo shelkopryada v Severnoy i Tsentralnoy Azii]. *Forestry Bulletin*, 2003; 2 (27): 166–175 (in Russian).
5. State report “On the state and protection of the environment of the Irkutsk region in 2020”. Irkutsk: Megaprint LLC, 2021, 330 p. (in Russian).
6. Efremenko A., Demidko D. Outbreaks of *Polygraphus proximus* on the coast of Lake Baikal [Ochagi ussuriyskogo poligrafa na poberezhye Baykala. Ekologiya Yuzhnoy Sibiri i sopredelnykh territoriy]. *Ecology of Southern Siberia and adjacent territories*, 2019; V. 1, 23: 41–42 (in Russian).
7. Zolotukhin V. Lepidoptera: Lasiocampidae of the fauna of Russia and adjacent territories [Kokonoptyady (Lepidoptera: Lasiocampidae) fauny Rossii i sopredel'nykh territoriy]. Ulyanovsk: Corporation of Promotion Technologies, 2015; 384 p. (in Russian).
8. Izhevskiy S., Nikitskiy N., Volkov O., Dolgin M. Illustrated reference book of xylophagous beetles – pests of forests and timber of the Russian Federation [Illyustrirovannyi spravochnik zhukov-ksilofagov – vreditel' lesa i lesomaterialov Rossiyskoy Federatsii]. Tula: Grif and K, 2005, 220 p. (in Russian).

Таблица
Перечень выявленных видов насекомых-вредителей
в лесах Иркутской области (2019–2020 гг.)

Table
List of insect pest species detected in the forests of Irkutsk Oblast (2019–2020)

Название вида Species	Кормовое растение Host plant	Место сбора (районы)	Location of collection (Districts)
Cerambycidae			
<i>Monochamus sutor</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Picea obovata</i> <i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sibirica</i>	Иркутский, Качугский, Слюдянский, Баяндаевский, Балаганский, Осинский, Нукутский, Куйтунский, Ольхонский, Зиминский, Шелеховский, Ангарский, Усольский, Боханский, Черемховский	Irkutsky, Kachugsky, Slyudyansky, Bayandayevsky, Balagansky, Osinsky, Nukutsky, Kuýtunsky, Olkhonsky, Ziminsky, Shelekhovsky, Angarsky, Usolsky, Bokhansky, Cheremkhovsky
<i>Monochamus urussovi</i> Fischer	<i>Larix sibirica</i> <i>Picea obovata</i> <i>Pinus sylvestris</i> <i>Betula pendula</i> <i>Abies sibirica</i> <i>Pinus sibirica</i>	Иркутский, Качугский, Слюдянский, Баяндаевский, Балаганский, Осинский, Нукутский, Куйтунский, Ольхонский, Зиминский, Шелеховский, Ангарский, Усольский, Боханский, Черемховский	Irkutsky, Kachugsky, Slyudyansky, Bayandayevsky, Balagansky, Osinsky, Nukutsky, Kuýtunsky, Olkhonsky, Ziminsky, Shelekhovsky, Angarsky, Usolsky, Bokhansky, Cheremkhovsky
<i>Monochamus galloprovincialis</i> (Olivier)	<i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский, Качугский, Слюдянский, Баяндаевский, Балаганский, Осинский, Нукутский, Куйтунский, Ольхонский, Зиминский, Шелеховский, Ангарский, Усольский, Боханский, Черемховский	Irkutsky, Kachugsky, Slyudyansky, Bayandayevsky, Balagansky, Osinsky, Nukutsky, Kuýtunsky, Olkhonsky, Ziminsky, Shelekhovsky, Angarsky, Usolsky, Bokhansky, Cheremkhovsky
<i>Monochamus impluviatus</i> Motsch.	<i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sylvestris</i>	Ольхонский, Балаганский, Иркутский, Ангарский, Шелеховский	Olkhonsky, Balagansky, Irkutsky, Angarsky, Shelekhovsky
<i>Monochamus saltuarius</i> Gebl.	<i>Picea obovata</i> <i>Larix sibirica</i>	Балаганский, Иркутский	Balagansky, Irkutsky
<i>Acanthocinus aedilis</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sibirica</i>	Осинский, Иркутский, Ангарский, Балаганский, Качугский, Усольский, Шелеховский, Баяндаевский	Osinsky, Irkutsky, Angarsky, Balagansky, Kachugsky, Usolsky, Shelekhovsky, Bayandayevsky
<i>Acanthocinus griseus</i> (Fabr.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Larix sibirica</i> <i>Picea obovata</i>	Ольхонский, Балаганский, Баяндаевский, Ангарский	Olkhonsky, Balagansky, Bayandayevsky, Angarsky
<i>Acanthocinus carinulatus</i> (Gebl.)	<i>Larix sibirica</i>	Иркутский, Ангарский	Irkutsky, Angarsky
<i>Arhopalus rusticus</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Ангарский, Иркутский, Шелеховский	Angarsky, Irkutsky, Shelekhovsky
<i>Tetropium gracilicorne</i> Reitt.	<i>Larix sibirica</i>	Балаганский, Усольский, Качугский, Шелеховский, Иркутский, Ангарский	Balagansky, Usolsky, Kachugsky, Shelekhovsky, Irkutsky, Angarsky
<i>Tetropium castaneum</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Picea obovata</i> <i>Pinus sibirica</i>	Иркутский, Балаганский, Слюдянский	Irkutsky, Balagansky, Slyudyansky
<i>Callidium violaceum</i> (L.)	<i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sylvestris</i>	Балаганский, Ольхонский, Иркутский, Баяндаевский	Balagansky, Olkhonsky, Irkutsky, Bayandayevsky
<i>Asemum striatum</i> (L.)	<i>Larix sibirica</i>	Баяндаевский	Bayandayevsky
<i>Xylotrechus altaicus</i> (Gebl.)	<i>Larix sibirica</i>	Ольхонский	Olkhonsky
<i>Xylotrechus rusticus</i> (L.)	<i>Betula pendula</i>	Балаганский, Ангарский	Balagansky, Angarsky
<i>Saperda perforata</i> (Pallas)	<i>Populus tremula</i>	Иркутский	Irkutsky
<i>Lamia textor</i> (L.)	<i>Salix</i> sp.	Иркутский	Irkutsky
Curculionidae			
<i>Orthotomicus laricis</i> (F.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sibirica</i>	Иркутский, Балаганский, Куйтунский, Баяндаевский, Шелеховский	Irkutsky, Balagansky, Kuýtunsky, Bayandayevsky, Shelekhovsky
<i>Orthotomicus proximus</i> (Eichh.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский, Боханский, Ольхонский, Балаганский, Ангарский, Качугский, Шелеховский, Куйтунский	Irkutsky, Bokhansky, Olkhonsky, Balagansky, Angarsky, Kachugsky, Shelekhovsky, Kuýtunsky
<i>Orthotomicus suturalis</i> Gyll.	<i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sylvestris</i> <i>Picea obovata</i>	Черемховский, Осинский, Иркутский, Баяндаевский, Балаганский	Cheremkhovsky, Osinsky, Irkutsky, Bayandayevsky, Balagansky

Название вида Species	Кормовое растение Host plant	Место сбора (районы)	Location of collection (Districts)
<i>Ips subelongatus</i> (Motsch.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Pinus sibirica</i> <i>Larix sibirica</i> <i>Picea obovata</i>	Балаганский, Ольхонский, Нукутский, Черемховский, Иркутский, Усольский	Balagansky, Olkhonsky, Nukutsky, Cheremkhovsky, Irkutsky, Usolsky
<i>Ips acuminatus</i> (Gyll.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Pinus sibirica</i>	Иркутский, Балаганский, Слюдянский	Irkutsky, Balagansky, Slyudyansky
<i>Ips sexdentatus</i> (Boern.)	<i>Pinus sylvestris</i> <i>Picea obovata</i> <i>Larix sibirica</i> Феромонные ловушки Pheromone traps	Иркутский, Осинский, Шелеховский, Качугский, Балаганский, Ольхонский, Нукутский	Irkutsky, Osinsky, Shelekhovsky, Kachugsky, Balagansky, Olkhonsky, Nukutsky
<i>Ips typographus</i> (L.)	<i>Picea obovata</i> Феромонные ловушки Pheromone traps	Иркутский, Слюдянский	Irkutsky, Slyudyansky
<i>Ips duplicatus</i> (Sahlb.)	Феромонные ловушки на <i>Ips sexdentatus</i> Pheromone traps for <i>Ips sexdentatus</i>	Иркутский	Irkutsky
<i>Dryocoetes baikalicus</i> Reitt.	<i>Pinus sibirica</i>	Слюдянский	Slyudyansky
<i>Dryocoetes autographus</i> (Ratz.)	<i>Pinus sibirica</i>	Слюдянский	Slyudyansky
<i>Polygraphus proximus</i> Blandf.	<i>Abies sibirica</i>	Слюдянский	Slyudyansky
<i>Tomicus minor</i> Hart.	<i>Pinus sylvestris</i>	Шелеховский	Shelekhovsky
<i>Pityogenes chalcographus</i> (L.)	<i>Pinus sibirica</i> Феромонные ловушки Pheromone traps	Иркутский, Шелеховский	Irkutsky, Shelekhovsky
<i>Scolytus ratzeburgi</i> Jans.	<i>Betula pendula</i>	Балаганский, Иркутский	Balagansky, Irkutsky
<i>Trypodendron signatum</i> (F.)	<i>Betula pendula</i>	Балаганский	Balagansky
<i>Hylastes cunicularius</i> Er.	Феромонные ловушки на <i>Ips sexdentatus</i> Pheromone traps for <i>Ips sexdentatus</i>	Шелеховский	Shelekhovsky
<i>Hylobius abietis</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Шелеховский, Нукутский, Ольхонский, Зиминский	Shelekhovsky, Nukutsky, Olkhonsky, Ziminsky
<i>Hylobius pinastri</i> Gyll.	<i>Larix sibirica</i>	Шелеховский	Shelekhovsky
<i>Pissodes castaneus</i> (DeGeer)	Сосново-лиственничный лес Pine-larch forest	Иркутский	Irkutsky
<i>Pissodes pini</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Ольхонский, Качугский	Olkhonsky, Kachugsky
<i>Pissodes piniphilus</i> (Hbst.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Куйтунский	Kuytunsky
Bostrichidae			
<i>Bostrichus capucinus</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский	Irkutsky
Buprestidae			
<i>Dicerca furcata</i> (Thunberg)	Березово-осиновый лес Birch-aspen forest	Иркутский	Irkutsky
<i>Buprestis novemmaculata</i> L.	Сосново-лиственничный лес Pine-larch forest	Ольхонский	Olkhonsky
<i>Buprestis rustica</i> L.	<i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский	Irkutsky

Название вида Species	Кормовое растение Host plant	Место сбора (районы)	Location of collection (Districts)
<i>Phaenops cyanea</i> (Fabr.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский	Irkutsky
<i>Chalcophora mariana</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский, Ангарский, Шелеховский	Irkutsky, Angarsky, Shelekhovsky
Erebidae			
<i>Lymantria dispar</i> (L.)	<i>Larix sibirica</i> <i>Salix</i> sp. Светоловушка Light trap	Ольхонский	Olkhonsky
<i>Orgyia antiqua</i> (L.)	<i>Larix sibirica</i>	Ольхонский	Olkhonsky
<i>Euproctis similis</i> (Fuessly)	<i>Populus tremula</i>	Ольхонский	Olkhonsky
Geometridae			
<i>Bupalus piniaria</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Иркутский	Irkutsky
Diprionidae			
<i>Diprion pini</i> (L.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Усольский	Usolsky
Lasiocampidae			
<i>Dendrolimus sibiricus</i> Tschetv.	<i>Larix sibirica</i> <i>Pinus sylvestris</i>	Качугский, Шелеховский, Иркутский, Баяндаевский, Слюдянский, Ольхонский	Kachugsky, Shelekhovsky, Irkutsky, Bayandayevsky, Slyudyansky, Olkhonsky
Tortricidae			
<i>Choristoneura diversana</i> (Hübner)	<i>Betula pendula</i>	Ангарский	Angarsky
<i>Ancylis</i> sp.	<i>Betula pendula</i>	Баяндаевский	Bayandayevsky
Drepanidae			
<i>Ochropacha duplaris</i> (L.)	<i>Betula pendula</i>	Балаганский	Balagansky
Noctuidae			
<i>Acrionicta psi</i> (L.)	<i>Populus tremula</i>	Усольский	Usolsky
<i>Panolis flammea</i> (Denis & Schiff.)	<i>Pinus sylvestris</i>	Слюдянский	Slyudyansky

3. Воронцов А. Лесная энтомология. Издание 4-е, переработанное и дополненное. – М.: Высшая школа, 1982, 384 с.

4. Гниненко Ю., 2003. Географические формы непарного шелкопряда в Северной и Центральной Азии. – Лесной вестник, № 2 (27): 166–175.

5. Государственный доклад «О состоянии и об охране окружающей среды Иркутской области в 2020 году». – Иркутск: ООО «Мегапринт», 2021, 330 с.

6. Ефременко А., Демидко Д., 2019. Очаги уссурийского полиграфа на побережье Байкала. – Экология Южной Сибири и сопредельных территорий, Т. 1, № 23: 41–42.

7. Золотухин В. Коконопряды (Lepidoptera: Lasiocampidae) фауны России и сопредельных территорий. – Ульяновск: Корпорация технологий продвижения, 2015, 384 с.

8. Ижевский С., Никитский Н., Волков О., Долгин М. Иллюстрированный справочник жуков-ксилофагов – вредителей леса и лесоматериалов Российской Федерации. – Тула: Гриф и К, 2005, 220 с.

9. Кривец С., Керчев И., Бисирова Э., Пашенова Н., Демидко Д., Петко В., Баранчиков Ю. Уссурийский полиграф в лесах Сибири (распространение, биология, экология, выявление и обследование поврежденных насаждений). Методическое пособие. – Томск; Красноярск: Умиум, 2015, 48 с.

10. Кривоуцкая Г. Сем. Scolytidae – короеды (с. 312–373). В кн.: Определитель насекомых Дальнего Востока России. Т. III. Жесткокрылые, или жуки. Ч. 3. – Владивосток: Дальнаука, 1996, 556 с.

11. Леонтьев Д., 2015. Распространение и прогнозирование численности сибирского шелкопряда

9. Krivets S., Kerchev I., Bisirova E., Pashenova N., Demidko D., Petko V., Baranchikov Yu. *Polygraphus proximus* in the forests of Siberia (distribution, biology, ecology, identification and examination of damaged stands) [Ussuriyskiy poligraf v lesakh Sibiri (rasprostraneniye, biologiya, ekologiya, vyyavleniye i obsledovaniye povrezhdennykh nasazhdeniy)]. Toolkit. Tomsk; Krasnoyarsk: Umium, 2015, 48 p. (in Russian).

10. Krivolutsкая G. S. Scolytidae – bark beetles (p. 312–373). *Keys to insects of the Russian Far East*. V. III. Coleoptera, or beetles. Part 3. Vladivostok: Dalnauka, 1996, 556 p. (in Russian).

11. Leontiev D. Spreading and forecasting of the number of the Siberian silkworm (*Dendrolimus superans sibiricus* Tschetv.) [Rasprostraneniye i prognozirovaniye chislennosti sibirskogo shelkopryada (*Dendrolimus superans sibiricus* Tschetv.)] (Scientific review). *International Journal of Applied and Basic Research*, 2015; 11 (5): 705–709 (in Russian).

12. Mamaev B. Stem pests of the forests of Siberia and the Far East [Stvolovyye vrediteli lesov Sibiri i Dalnego Vostoka]. M.: Agropromizdat, 1985, 208 p. (in Russian).

13. Mikhailov Y., Sumina N. Siberian moth *Dendrolimus superans* (Butler, 1877) and control of it in Irkutsk region [Sibirskiy shelkopryad *Dendrolimus superans* (Butler, 1877) i borba s nim v Irkutskoy oblasti]. *Baikal Zoological Journal*, 2012; 3 (11): 25–29 (in Russian).

(*Dendrolimus superans sibiricus* Tschetv.) (Научный обзор). – Международный журнал прикладных и фундаментальных исследований, № 11 (5): 705–709.

12. Мамаев Б. Стволовые вредители лесов Сибири и Дальнего Востока. – М.: Агропромиздат, 1985, 208 с.

13. Михайлов Ю., Сумина Н. 2012. Сибирский шелкопряд *Dendrolimus superans* (Butler, 1877) и борьба с ним в Иркутской области. – Байкальский зоологический журнал, № 3 (11): 25–29.

14. МР ВНИИКР № 20-2015 «Методические рекомендации по выявлению и идентификации азиатского подвида непарного шелкопряда *Lymantria dispar asiatica* Vnukovskij». – М.: ФГБУ «ВНИИКР», 2015, 61 с.

15. Рожков А. Сибирский шелкопряд. – М.: АН СССР, 1963, 176 с.

16. Рожков А. Массовое размножение сибирского шелкопряда и меры борьбы с ним. – М.: Наука, 1965, 180 с.

17. Рожков А., Массель Г. Смолистые вещества хвойных и насекомых-ксилофаги. – Новосибирск: Наука, 1982, 148 с.

18. Рожков А., Райгородская И., Бялая И. Вредители лиственницы сибирской. – М.: Наука, 1966, 328 с.

19. Рунова Е., Базыльников И. 2020. Лесопатологическое состояние лесов Иркутской области. – Актуальные проблемы лесного комплекса, № 56: 79–83.

20. Старк В. Фауна СССР. Жесткокрылые. Т. XXXI. Короеды. – М.-Л.: АН СССР, 1952, 462 с.

21. Татарина А., Никитский Н., Долгин М. Фауна европейского Северо-Востока России: Усачи. Т. VIII, ч. 2. Усачи, или Дровосеки (Coleoptera, Cerambycidae). – М.: Берлин: Директ-Медиа, 2016, 315 с.

22. Черепанов А., Черепанова Н. Жуки-дровосеки ивовых лесов Сибири. – Москва: Наука, 1975, 207 с.

23. Черепанов А. Усачи Северной Азии (Prioninae, Disteniinae, Lepturinae, Asemninae). – Новосибирск: Наука, 1979, 472 с.

24. Черепанов А. Усачи Северной Азии (Cerambycidae). – Новосибирск: Наука, 1981, 216 с.

25. Черепанов А. Усачи Северной Азии (Lamiinae: Dorcadionini – Apomecynini). – Новосибирск: Наука, 1983, 223 с.

26. Эпова В., Плешанов А. Зоны вредоносности насекомых-филлофагов Азиатской России. – Новосибирск: Наука, 1995, 47 с.

27. ФБУ «Российский центр защиты леса» – «Центр защиты леса Иркутской области». Очаг полиграфа уссурийского в Иркутской области. – URL: <https://rcfh.ru/news-filials/24059.html> (дата обращения: 25.09.2020).

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Кобзарь Вячеслав Федорович, научный сотрудник – начальник научно-методического отдела Иркутского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Иркутск, Россия; e-mail: v.kobzar84@mail.ru.

Колесова Нина Ивановна, научный сотрудник научно-методического отдела Иркутского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Иркутск, Россия; e-mail: nihalk@yandex.ru.

Петрик Анжелика Анатольевна, младший научный сотрудник научно-методического отдела Иркутского филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Иркутск, Россия; e-mail: cool.anj76@yandex.ru.

14. МР ВНИИКР № 20-2015 “Guidelines for the identification and identification of the Asian subspecies of the gypsy moth *Lymantria dispar asiatica* Vnukovskij”. М.: ФГБУ “ВНИИКР”, 2015, 61 p. (in Russian).

15. Rozhkov A. Siberian silkworm [Sibirskiy shelkopryad]. М.: AS USSR, 1963, 176 p. (in Russian).

16. Rozhkov A. Mass reproduction of the Siberian silkworm and measures to control it [Massovoye razmnzheniye sibirskogo shelkopryada i mery borby s nim]. М.: Nauka, 1965, 180 p. (in Russian).

17. Rozhkov A., Massel G. Resinous substances of conifers and xylophagous insects [Smolistyye veshchestva khvoynykh i nasekomye-ksilofagi]. Novosibirsk: Nauka, 1982, 148 p. (in Russian).

18. Rozhkov A., Raygorodskaya I., Byalaya I. Pests of Siberian larch [Vrediteli listvennitsy sibirskoy]. М.: Nauka, 1966, 328 p. (in Russian).

19. Runova E., Bazylnikov I. Forest pest condition of forests in Irkutsk Region [Lesopatologicheskoye sostoyaniye lesov Irkutskoy oblasti]. *Topical problems of the forestry complex*, 2020; 56: 79–83 (in Russian).

20. Stark V. Fauna of the USSR. Coleoptera. V. XXXI. Bark beetles. М.-Л.: AS USSR, 1952, 462 p. (in Russian).

21. Tatarinova A., Nikitsky N., Dolgin M. Fauna of the European North-East of Russia: Usachi. V. VIII, part 2. Longhorns, or Woodcutters (Coleoptera, Cerambycidae). М.: Berlin: Direct-Media, 2016, 315 p. (in Russian).

22. Cherepanov A., Cherepanova N. Cerambycidae of the willow forests of Siberia [Zhuki-drovoseki ivovykh lesov Sibiri]. Moscow: Nauka, 1975, 207 p. (in Russian).

23. Cherepanov A. Longhorn beetles of Northern Asia (Prioninae, Disteniinae, Lepturinae, Asemninae). Novosibirsk: Nauka, 1979, 472 p. (in Russian).

24. Cherepanov A. Longhorn beetles of Northern Asia (Cerambycinae). Novosibirsk: Nauka, 1981, 216 p. (in Russian).

25. Cherepanov A. Longhorn beetles of Northern Asia (Lamiinae: Dorcadionini – Apomecynini). Novosibirsk: Nauka, 1983, 223 p. (in Russian).

26. Epova V., Pleshanov A. Zones of severity of phyllophagous insects in Asian Russia [Zony vredonosnosti nasekomykh-fillofagov Aziatskoy Rossii]. Novosibirsk: Nauka, 1995, 47 p. (in Russian).

27. FBI “Russian Center of Forest Health” – “Center for Forest Protection of the Irkutsk Region”. The outbreak of *Polygraphus proximus* in the Irkutsk region. URL: <https://rcfh.ru/news-filials/24059.html> (last accessed: 25.09.2020).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Vyacheslav Kobzar, Researcher, Head of Research and Methodology Department of Irkutsk Branch, FGBU “VNIICR”, Irkutsk, Russia; e-mail: v.kobzar84@mail.ru.

Nina Kolesova, Researcher, Research and Methodology Department of Irkutsk Branch, FGBU “VNIICR”, Irkutsk, Russia; e-mail: nihalk@yandex.ru.

Anzhelika Petrik, Junior Researcher, Research and Methodology Department of Irkutsk Branch, FGBU “VNIICR”, Irkutsk, Russia; e-mail: cool.anj76@yandex.ru.

Отлов коричнево-мраморного клопа с помощью феромонных ловушек производства ФГБУ «ВНИИКР» в условиях субтропического и умеренно континентального климата

Е.В. СИНИЦЫНА¹, Г. ВЕТЕК², Е. СЗИТА³, Х. КОВАЧ⁴, К. ХАРИ⁵, Б. КИСС⁶, В.Э. ГЛЕБОВ⁷, Н.З. ФЕДОСЕЕВ⁸, Я.Э. РАДИОНОВСКАЯ⁹, Т.С. РЫБАРЕВА¹⁰

^{1,8} ФГБУ «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»), р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия

^{2,4,5} Институт защиты растений, Венгерский университет сельского хозяйства и естественных наук, г. Будапешт, Республика Венгрия

^{3,6} Институт защиты растений, Центр сельскохозяйственных исследований, Университет Этвеша Лоранда, г. Будапешт, Республика Венгрия

^{7,10} Южный филиал ФГБУ «ВНИИКР», г. Симферополь, Республика Крым, Россия

⁹ Всероссийский национальный научно-исследовательский институт виноградарства и виноделия «Магарач» РАН (ФГБУН «ВНИИВиВ «Магарач» РАН»), г. Ялта, Республика Крым, Россия

¹ ORCID 0000-0002-6314-3151, e-mail: katesinitsyna@gmail.com

² e-mail: Vetek.Gabor@kertk.szie.hu

³ ORCID 0000-0001-6335-5296, e-mail: szita.eva@atk.hu

⁴ e-mail: h.kovacs23@gmail.com

⁵ ORCID 0000-0002-0537-5712, e-mail: Radacsine.Hari.Katalin@uni-mate.hu

⁶ ORCID 0000-0003-2511-9094, e-mail: kiss.balazs@atk.hu

⁷ ORCID 0000-0002-7152-5125, e-mail: valeriy.glebov.93@mail.ru

⁸ ORCID 0000-0002-3451-5040, e-mail: nazfed@mail.ru

⁹ ORCID 0000-0002-9124-8436, e-mail: plantprotection-magarach@mail.ru

¹⁰ ORCID 0000-0001-5242-0849, e-mail: diza_alex_a@mail.ru

АННОТАЦИЯ

В статье приведены данные, полученные в ходе испытаний синтетического феромонного препарата производства Всероссийского центра карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР») для мониторинга и отлова карантинного вредного организма – коричнево-мраморного клопа *Halyomorpha halys* (Stål). Полевой скрининг коричнево-мраморного клопа проводили на территории двух государств, где вредитель не имеет регуляторного статуса: Республики Венгрии и Республики Абхазии. Для апробации феромонных ловушек применяли

Collecting brown marmorated stink bugs with pheromone traps produced by FGBU “VNIKR” in a subtropical and temperate continental climate

E.V. SINITSYNA¹, G. VÉTEK², E. SZITA³, H. KOVACS⁴, K. HARI⁵, B. KISS⁶, V.E. GLEBOV⁷, N.Z. FEDOSEEV⁸, YA.E. RADIONOVSKAYA⁹, T.S. RYBAREVA¹⁰

^{1,8} FGBU “All-Russian Plant Quarantine Center” (FGBU “VNIKR”), Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia

^{2,4,5} Plant Protection Institute, Hungarian University of Agriculture and Life Sciences, Budapest, Republic of Hungary

^{3,6} Plant Protection Institute, Agricultural Research Center, Eötvös Loránd University, Budapest, Republic of Hungary

^{7,10} Southern branch of FGBU “VNIKR”, Simferopol, Republic of Crimea, Russia

⁹ All-Russian National Research Institute of Viticulture and Winemaking “Magarach” RAS (FGBUN “VNNIIViV “Magarach” RAS”), Yalta, Republic of Crimea, Russia

¹ ORCID 0000-0002-6314-3151, e-mail: katesinitsyna@gmail.com

² e-mail: Vetek.Gabor@kertk.szie.hu

³ ORCID 0000-0001-6335-5296, e-mail: szita.eva@atk.hu

⁴ e-mail: h.kovacs23@gmail.com

⁵ ORCID 0000-0002-0537-5712, e-mail: Radacsine.Hari.Katalin@uni-mate.hu

⁶ ORCID 0000-0003-2511-9094, e-mail: kiss.balazs@atk.hu

⁷ ORCID 0000-0002-7152-5125, e-mail: valeriy.glebov.93@mail.ru

⁸ ORCID 0000-0002-3451-5040, e-mail: nazfed@mail.ru

⁹ ORCID 0000-0002-9124-8436, e-mail: plantprotection-magarach@mail.ru

¹⁰ ORCID 0000-0001-5242-0849, e-mail: diza_alex_a@mail.ru

ABSTRACT

The article provides the data obtained as a result of testing a synthetic pheromone produced by the All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIKR”) for monitoring and collecting a quarantine pest – brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys* (Stål).

синтетическую смесь, разработанную по оптимизированному методу, который включает в себя синтез двух основных компонентов: стерео-изомеров 10,11-эпокси-1-бисаболена-3-ола, где в качестве исходного реагента использовали рацемический цитронеллаль, и вещества-синергиста – метил-(E,E,Z)-2,4,6-декатриеноата. Смесь наносили на диспенсеры из бромбутилкаучука в соотношении 1 : 1 для каждого компонента, соответственно, в различных дозировках: 12, 24 и 48 мг/диспенсер. Как дополнительный вариант использовали диспенсер из целлюлозы в буфлене с 48 мг феромонного препарата. Результаты полевых испытаний показали высокую аттрактивность и видоспецифичность 24 мг феромонного препарата, наносимого на диспенсер из бромбутилкаучука, для нимф *Halyomorpha halys*. В то время как дозировка 48 мг, применяемая с таким же типом диспенсера, была более привлекательна для имаго. Таким образом, оптимизированный метод синтеза феромонного препарата продемонстрировал свою эффективность в отлове нимф и имаго коричнево-мраморного клопа в условиях как умеренно континентального, так и субтропического климата. Для уточнения наиболее эффективной дозировки синтетического феромонного препарата коричнево-мраморного клопа необходимо проведение дальнейших исследований.

Ключевые слова. *Halyomorpha halys*, синтетический феромонный препарат, рацемический цитронеллаль, полевые испытания, отлов.

ВВЕДЕНИЕ



Коричнево-мраморный клоп (КМК) – инвазивный вид восточноазиатского происхождения, который входит в Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза (ЕАЭС) (Единый перечень карантинных организмов ЕАЭС, 2021) (рис. 1).

Этот широкий полифаг наносит существенный вред многим ценным сельскохозяйственным культурам: плодовым, цитрусовым, овощным, бобовым, декоративным и др. (EPPO, 2021) (рис. 2). За последние десятилетия вид широко распространился в Соединенных Штатах Америки и Европе (Kriticos et al., 2017). Недавние исследования также показали, что глобальное потепление и изменение климата способствуют дальнейшему расширению ареала *Halyomorpha halys* в северных районах Европы (Streito et al., 2021).

Широкое распространение КМК в соседних с Россией Грузии и Абхазии, где он уже нанес существенный ущерб экономике, также бросает вызов национальным службам по карантину и защите растений в вопросе регулирования *H. halys* на территории данных регионов (Bosco et al., 2018; Murvanidze et al., 2018; Синицына и др., 2021).

Экономическая вредоносность *H. halys* в таких российских регионах, как Краснодарский и Ставропольский край, а также на юге Ростовской области, где условия для его развития являются более чем благоприятными, оценивается как высокая

Field screening of the brown marmorated stink bug was carried out on the territory of two countries where the pest is not regulated: the Republic of Hungary and the Republic of Abkhazia. To test pheromone traps, a synthetic mixture was used, developed according to an optimized method, which includes the synthesis of two main components: stereoisomers of 10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol, where racemic citronellal was used as the initial reagent, and synergistic substances – methyl-(E, E, Z)-2,4,6-decatrienoate. The mixture was applied to bromobutyl rubber dispensers in a 1 : 1 ratio for each component, respectively, in different dosages: 12, 24 and 48 mg/dispenser. As an additional option, a dispenser made of cellulose in buflen with 48 mg of a pheromone was used. Field test results have shown high attractiveness and species-specificity of 24 mg pheromone applied to a bromobutyl rubber dispenser for *Halyomorpha halys* nymphs. Whereas the 48 mg dosage used with the same type of dispenser was more attractive to the imagoes. Thus, the optimized method for the pheromone synthesis has demonstrated its effectiveness in capturing nymphs and imagoes of the brown marmorated stink bug in both moderate continental and subtropical climates. To clarify the most effective dosage of the synthetic pheromone of the brown marmorated stink bug, further research is needed.

Key words. *Halyomorpha halys*, synthetic pheromone, racemic citronellal, field tests, trapping.

INTRODUCTION

Brown marmorated stink bug (BMSB) is an invasive species of East Asian origin, which is included in the Common List of Quarantine Objects of the Eurasian Economic Union (EAEU) (Common List of Quarantine Organisms of the EAEU, 2021) (Fig. 1). This broad polyphage causes significant harm to many valuable agricultural crops: fruit, citrus, vegetables, legumes, ornamental, etc. (EPPO, 2021) (Fig. 2). Over the past decades, the species has spread widely in the United States of America and Europe (Kriticos et al., 2017). Recent studies have also shown that global warming and climate change are contributing to the further expansion of the range of *Halyomorpha halys* in northern Europe (Streito et al., 2021).

The widespread use of BMSB in Georgia and Abkhazia, neighboring Russia, where it has already caused significant damage to the economy, also poses a challenge to the national plant protection services in regulating *H. halys* in these regions (Bosco et al., 2018; Murvanidze et al., 2018; Sinitsyna et al., 2021).

The economic harmfulness of *H. halys* in such Russian regions as Krasnodar Krai and Stavropol Krai, as well as in the south of Rostov Oblast, where conditions for its development are more than favorable, is assessed as high (Zhimerikin and Smirnov, 2013;

(Жимерикин и Смирнов, 2013; Жимерикин и Гулий, 2014). Способность питаться широким спектром растений-хозяев и развиваться на них, а также высокая скорость распространения вредителя и его адаптации к новым условиям представляют угрозу для российского сельскохозяйственного сектора. Следовательно, создание отечественных препаратов для своевременного мониторинга КМК и борьбы с ним считается приоритетным направлением для служб Россельхознадзора с учетом рискориентированного подхода.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

Полевые испытания проводили в регионах высокой численности и вредоносности коричнево-мраморного клопа – в Венгрии и Абхазии. В Абхазии опыт был заложен на винограднике площадью 10 га (Сухумский район, г. Сухум) с мая по август 2020 г. Регион характеризуется влажным субтропическим климатом, средняя температура января составляет от +4 до +7 °C в долинах и от +2 до –2 °C в горах, июля – от +22 до +24 °C в долинах и от +16 до +18 °C в горах. Среднегодовое количество осадков в районе исследования составляет 1 420 мм (Цулая и др., 2012).

В Венгрии полевой скрининг проводили на производственном участке персикового сада площадью 4,6 га (округ Пешт, г. Эрд). Регион характеризуется умеренно континентальным климатом с мягкой зимой и жарким летом; средняя температура января составляет –1 °C, в июле +22 °C (Панова, 2014). Среднегодовое количество осадков в регионе – 567 мм. Исследования проводили с сентября по октябрь 2020 г.

Для отлова насекомых в обоих регионах исследований использовали накопительные пирамидальные ловушки (Morrison III et al., 2015), внутрь которых помещали диспенсеры. На диспенсер наносили синтетический феромонный препарат производства ФГБУ «ВНИИКР», в состав которого входит агрегационный феромон *Halyomorpha halys* – 10,11-эпокси-1-бисаболен-3-ол (условное обозначение – RSB), выделяемый самцами и состоящий из смеси стереоизомеров, основными из которых являются (3S,6S,7R,10S)-10,11-эпокси-1-бисаболен-3-ол и (3R,6S,7R,10S)-10,11-эпокси-1-бисаболен-3-ол (Sugie et al., 1996; Khrimian et al., 2014; Leskey et al., 2015). Синтетический агрегационный феромон получали оптимизированным методом из рацемического цитронеллала (Khrimian et al., 2014). Также в состав препарата входит метил-(E,E,Z)-2,4,6-декатриеноат (условное обозначение – MDT) – вещество-синергист, усиливающее действие агрегационного феромона (Khrimian, 2005; Aldrich et al., 2007).

Оба компонента наносили в соотношении 1 : 1 (Синицына и др., 2019) в дозировке 12, 24, 48 мг на диспенсер из бромбутилкаучука (условные обозначения – П12, П24 и П48, соответственно дозировке), который представляет собой инсулиновую пробку высотой 9 мм и диаметром 12 мм; содержание материала: вода – 0,8%, зольный остаток – 47%, аммоний – 0,0002% и цинк – 0,0003%.

В дополнительном варианте с дозировкой феромонного препарата 48 мг использовали зиплок-пакет размером 70 x 40 мм, в который помещали пластину из целлюлозы (желтый губчатый

Zhimerikin and Guliy, 2014). The ability to feed on and develop on a wide range of host plants, as well as the high rate of spread of the pest and its adaptation to new conditions, pose a threat to the Russian agricultural sector. Consequently, the creation of domestic drugs for the timely monitoring of BMSB and the fight against it is considered a priority for the Rosselkhoz nadzor services, taking into account the risk-based approach.

MATERIALS AND METHODS

Field trials were carried out in regions of high abundance and harmfulness of the brown marmorated stink bug – in Hungary and Abkhazia. In Abkhazia, the experiment was done on a vineyard with an area of 10 hectares (Sukhum district, Sukhum city) from May to August 2020. The region is characterized by a humid subtropical climate, the average January temperature is from +4 to +7 °C in the valleys and from +2 to –2 °C in the mountains, in July – from +22 to +24 °C in the valleys and from +16 to +18 °C in the mountains. The average annual precipitation in the study area is 1.420 mm (Tsulaya et al., 2012).

In Hungary, field screening was carried out in a 4.6 ha peach orchard production site (Pest County, Erd). The region is characterized by a temperate continental climate with mild winters and hot summers; the average January temperature is –1 °C, in July +22 °C (Panova, 2014). The average annual rainfall in the region is 567 mm. The studies were carried out from September to October 2020.

For trapping insects in both studied regions, accumulation pyramidal traps (Morrison III et al., 2015)



Рис. 1. Имаго коричнево-мраморного клопа *Halyomorpha halys* (фото Е.В. Синицыной)

Fig. 1. Imago of brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys* (photo by E.V. Sinitsyna)

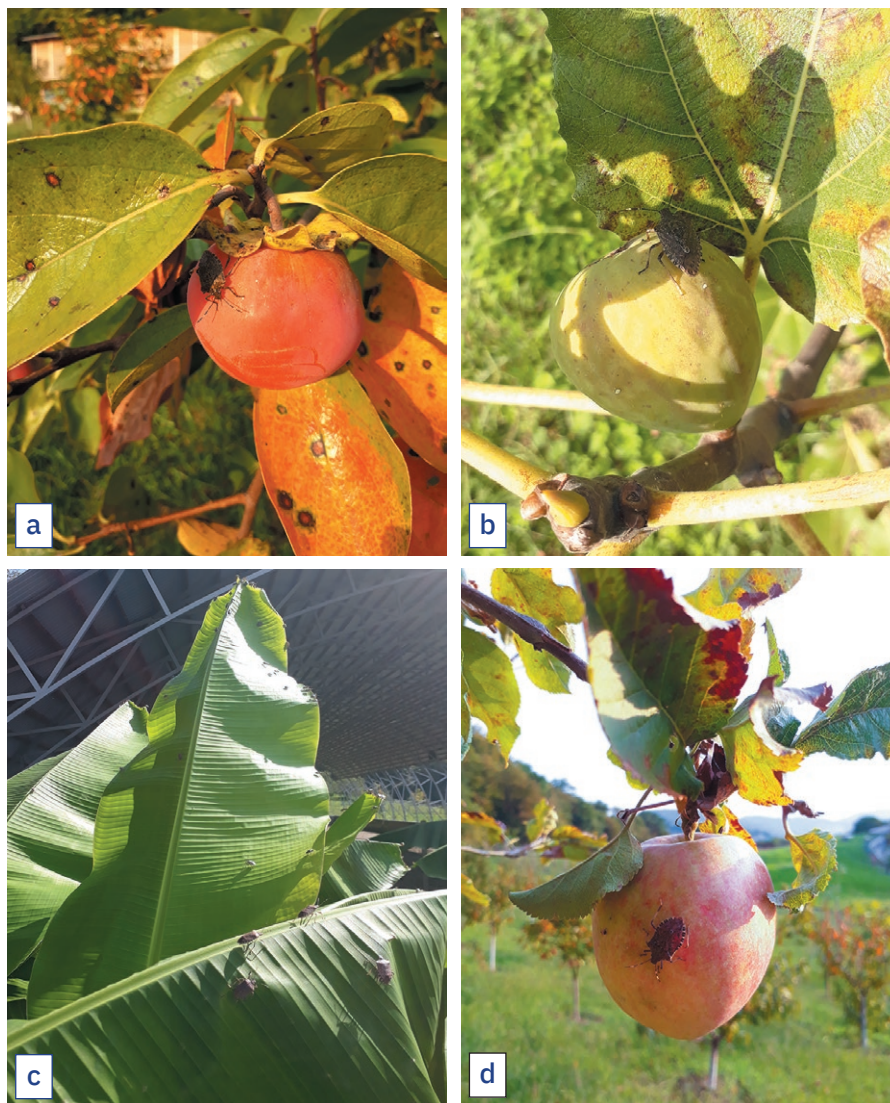


Рис. 2. Питание имаго коричнево-мраморного клопа на растениях-хозяевах, Республика Абхазия:
а – на хурме; б – на инжире;
с – на дереве банана декоративного;
д – на яблоне (фото Е.В. Синицыной)

Fig. 2. Feeding of imagoes of brown marmorated stink bug on host plants, Republic of Abkhazia:
a – on persimmon; b – on figs;
c – on a decorative banana tree;
d – on an apple tree (photo by E.V. Sinitsyna)

материал) толщиной 30 мм и размером 10 x 30 мм, пропитанную 100 мг вакуумного масла (VM-4) с предварительно нанесенным феромонным препаратом, и который был упакован в фольгированный буфленовый пакет размером 80 x 53 мм (условное обозначение – Г48). Согласно ранее проведенным испытаниям по отлову коричнево-мраморного клопа в феромонные ловушки производства ФГБУ «ВНИИКР», тип диспенсера из целлюлозы рассматривался нами в данной работе как наиболее подходящий для нанесения увеличенных дозировок феромонного препарата (Синицына и др., 2021). Контрольные ловушки устанавливали без использования диспенсеров с феромонным препаратом (условное обозначение – Контроль).

В винограднике ловушки устанавливали на шпалерах на высоте 1,0–1,5 м от уровня почвы и минимальном расстоянии друг от друга – 50 м. В персиковом саду ловушки фиксировали на стволах и ветвях деревьев на высоте 1,5–1,8 м от уровня почвы и расстоянии 40 м друг от друга.

were used, inside which dispensers were placed. A synthetic pheromone preparation produced by FGBU “VNIKIR” was applied to the dispenser, which includes the aggregating pheromone *Halyomorpha halys* – 10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol (symbol RSB), secreted by males and consisting of a mixture of stereoisomers, the main of which are (3S, 6S, 7R, 10S)-10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol and (3R, 6S, 7R, 10S)-10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol (Sugie et al., 1996; Khirmian et al., 2014; Leskey et al., 2015). A synthetic aggregation pheromone was obtained by an optimized method from racemic citronellal (Khirmian et al., 2014). The drug also contains methyl-(E, E, Z)-2,4,6-decatrioneate (symbol MDT), a synergistic substance that enhances the effect of the aggregated pheromone (Khirmian, 2005; Aldrich et al., 2007).

Both components were applied in a 1: 1 ratio (Sinitsyna et al., 2019) at a dosage of 12, 24, 48 mg per bromobutyl rubber dispenser (symbols P12, P24 and P48, respectively), which is an insulin plug with a height of 9 mm and a diameter of 12 mm; material content: water – 0.8%, ash residue – 47%, ammonium – 0.0002% and zinc – 0.0003%.

In an additional variant with a pheromone dosage of 48 mg, a 70 x 40 mm ziplock bag was used, in which a plate of cellulose (yellow spongy material) 30 mm thick and 10 x 30 mm impreg-

nated with 100 mg of vacuum oil was placed (VM-4) with a pre-applied pheromone preparation, and which was packed in a foil buflen bag 80 x 53 mm in size (symbol – G48). According to previously conducted tests on catching a brown marble bug in pheromone traps produced by FGBU “VNIKIR”, we considered the type of cellulose dispenser in this work as the most suitable for applying increased dosages of the pheromone preparation (Sinitsyna et al., 2021). Control traps were set without using dispensers with a pheromone (symbol – Control).

In the vineyard, traps were set on trellises at a height of 1.0–1.5 m from the soil level and a minimum distance from each other – 50 m. In a peach orchard, traps were fixed on the trunks and branches of trees at a height of 1.5–1.8 m from soil level and a distance of 40 m from each other. Five test variants of pheromone traps were placed randomly in 5-fold repetition.

Пять тестируемых вариантов феромонных ловушек размещали рандомизированно в 5-кратной повторности. При каждом учете ловушки меняли местами для минимизации ошибки опыта. Проверку и учет пойманных в ловушки насекомых проводили еженедельно. При этом диспенсеры в ловушках не меняли на новые, а использовали их в течение всего периода проведения опытов. Как в Абхазии, так и в Венгрии было протестировано одинаковое количество ловушек – 25 шт.

Статистическая обработка данных. Статистический анализ полученных данных проводили с помощью однофакторного анализа ANOVA. Если при статистическом анализе были выявлены различия средних значений между вариантами, то достоверность результата проверяли с помощью теста Фишера (F-test) на определение наименьшей существенной разности (LSD). Та же процедура была использована для анализа различий при определении аттрактивности различных дозровок феромонного препарата и различий в аттрактивности дозировки 48 мг, наносимой на 2 разных типа диспенсеров. Однофакторный анализ данных проводился с помощью программы OriginPro, версия 2021b (OriginLab Corporation, Northampton, MA, USA), с установленным уровнем значимости $\alpha = 0,05$. На графиках представлены средние значения ($\pm 2SD$).

РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

Полевой скрининг *H. halys* на винограднике в условиях субтропического климата Республики Абхазии. Синтетический феромонный препарат продемонстрировал высокую видоспецифичность в отлове *H. halys* на винограднике в условиях субтропиков. За весь период проведения полевого скрининга, который составил 96 суток (с 22 мая по 25 августа),

At each count, the traps were interchanged to minimize the experimental error. The insects caught in the traps were checked and counted on a weekly basis. At the same time, the dispensers in the traps were not replaced with new ones, but they were used throughout the entire period of the experiments. Both in Abkhazia and in Hungary, the same number of traps was tested – 25 pcs.

Statistical data processing. Statistical analysis of the data obtained was performed using one-way analysis ANOVA. If the statistical analysis revealed differences in the mean values between the options, then the reliability of the result was checked using the Fisher test (F-test) to determine the least significant difference (LSD). The same procedure was used to analyze the differences in the attractiveness of different dosages of the pheromone preparation and the differences in the attractiveness of the 48 mg dosage applied to 2 different types of dispensers. Univariate data analysis was performed using the OriginPro program, version 2021b (OriginLab Corporation, Northampton, MA, USA), with the established significance level $\alpha = 0.05$. The graphs represent mean values ($\pm 2SD$).

RESULTS AND DISCUSSION

Field screening of *H. halys* in the vineyard in the subtropical climate of the Republic of Abkhazia. The synthetic pheromone demonstrated high species-specificity in the collecting *H. halys* in the vineyard under subtropical conditions. Over the entire period of field screening, which was 96 days (from May 22 to August 25), 467 adults and 3.262 BMSB nymphs were caught in traps (Fig. 3). Single individuals of non-target species of bugs were also caught in the traps: green plant bug *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae), *Graphosoma lineatum* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae) and dock bug *Coreus marginatus* (L.) (Hemiptera Coreidae).

Differences were observed in the average number of captured nymphs between the variants with and without the use of a synthetic pheromone (Control) in traps ($F = 6.100$; $p = 0.002$). A significant difference in the capture of nymphs was observed between the Control and options P24 ($t = 4.103$, $p < 0.001$) and P48 ($t = 3.191$, $p = 0.004$) (Fig. 5a), which showed the highest attractiveness for nymphs. There was no significant difference between the number of nymphs captured by variant G48 and Control ($t = 0.456$, $p = 0.651$). Differences were found in the use of two different types of dispensers with a pheromone dosage of 48 mg: P48 and G48 ($t = 2.731$, $p = 0.013$) (Fig. 5a).

At the same time, the effectiveness of the use of various dosages for capturing



Рис. 3. Полевой скрининг коричнево-мраморного клопа на винограднике в условиях Республики Абхазии, 2020 г.: а – феромонная ловушка производства Всероссийского центра карантина растений в работе (фото В.Э. Глебова); б – особи коричнево-мраморного клопа, пойманные в ловушку (фото Я.Э. Радионовской)



Fig. 3. Field screening of the brown marmorated stink bug in a vineyard under the conditions of the Republic of Abkhazia, 2020: а – pheromone trap produced by the All-Russian Plant Quarantine Center at work (photo by V.E. Glebov); б – individuals of brown marmorated stink bug caught in a trap (photo by Ya.E. Radionovskaya)

в ловушки было отловлено 467 имаго и 3 262 нимфы КМК (рис. 3). В ловушки также отлавливались единичные особи нецелевых видов клопов: зеленый овощной клоп *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae), щитник линейчатый *Graphosoma lineatum* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae) и краевик окаймленный *Coreus marginatus* (L.) (Hemiptera: Coreidae).

Наблюдалось различия в среднем количестве отловленных нимф между вариантами с применением и без применения синтетического феромонного препарата (Контроль) в ловушках ($F = 6,100$; $p = 0,002$). Существенная разница в отлове нимф наблюдалась между Контролем и вариантами П24 ($t = 4,103$, $p < 0,001$) и П48 ($t = 3,191$, $p = 0,004$) (рис. 5а), показавшими наибольшую аттрактивность для нимф. Существенной разницы между количеством нимф, отловленных вариантом Г48, и Контролем не было доказано ($t = 0,456$, $p = 0,651$). Были выявлены различия в использовании двух отличных типов диспенсеров с дозировкой феромонного препарата 48 мг: П48 и Г48 ($t = 2,731$, $p = 0,013$) (рис. 5а).

В то же время эффективность применения различных дозировок для отлова имаго КМК не была подтверждена ($F = 1,189$; $p = 0,152$). Различия были найдены между Контролем и вариантом П48 ($t = 2,633$, $p = 0,016$) (рис. 5б). Разница между количеством отловленных имаго в вариантах П48 и Г48 не была установлена ($t = 1,751$, $p = 0,095$).

Видовой состав насекомых, отловленных в феромонные ловушки на территории Республики Венгрии, в основном включал имаго и нимф *H. halys*. За весь период проведения испытаний, который составил 42 дня (с 11 сентября по 22 октября), в ловушки было отловлено 6 047 имаго и 7 595 нимф (рис. 4). В ловушки с синтетическим препаратом также отловились единичные особи другого вида – зеленого овощного клопа *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae).

Достаточно высокое количество особей КМК, отловленных во время полевых испытаний, скорее всего, было связано с началом периода диапаузы, так как в осенний период клопы активно летают в поисках убежищ для зимовки. В последние годы венгерские ученые отмечают снижение численности *H. halys* по сравнению с периодом его наиболее высокой вредоносности в 2016–2018 гг. (Vétek et al., 2018).

Анализ данных выявил значительную разницу между использованием ловушек с синтетическим феромонным препаратом и без него (Контроль) в отлове нимф КМК ($F = 11,209$; $p < 0,0001$). Разница по количеству отловленных нимф выявлена между Контролем и всеми вариантами

BMSB imagoes has not been confirmed ($F = 1.189$; $p = 0.152$). Differences were found between Control and Option P48 ($t = 2.633$, $p = 0.016$) (Figure 5b). The difference between the number of adults caught in variants P48 and D48 was not established ($t = 1.751$, $p = 0.095$).

Species composition of insects caught in pheromone traps on the territory of the Republic of Hungary, mainly included imagoes and nymphs of *H. halys*. Over the entire test period, which was 42 days (from September 11 to October 22), 6,047 adults and 7,595 nymphs were caught in the traps (Fig. 4). In traps with a synthetic pheromone, isolated individuals of another species were also caught – the green plant bug *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae).

The rather high number of BMSB individuals caught during field trials was most likely associated with the onset of the diapause period, since bugs actively fly in autumn in search of shelters for wintering. In recent years, Hungarian scientists have noted a decrease in the number of *H. halys* compared to the period of its highest harmfulness in 2016–2018 (Vétek et al., 2018).

Analysis of the data revealed a significant difference between the use of traps with a synthetic pheromone and without it (Control) in trapping BMSB nymphs ($F = 11.209$; $p < 0.0001$). The difference in the number of captured nymphs was revealed between the Control and all variants with a bromobutyl rubber dispenser (P12: $t = 2.752$, $p = 0.012$; P24: $t = 6.132$, $p < 0.0001$; P48: $t = 4.301$, $p < 0.001$) (Fig. 5c). The variants with

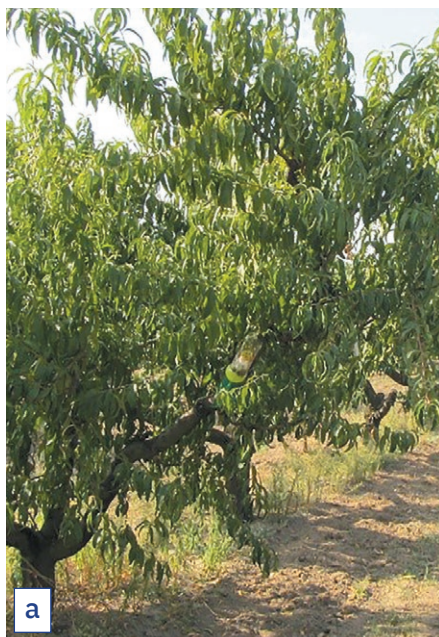
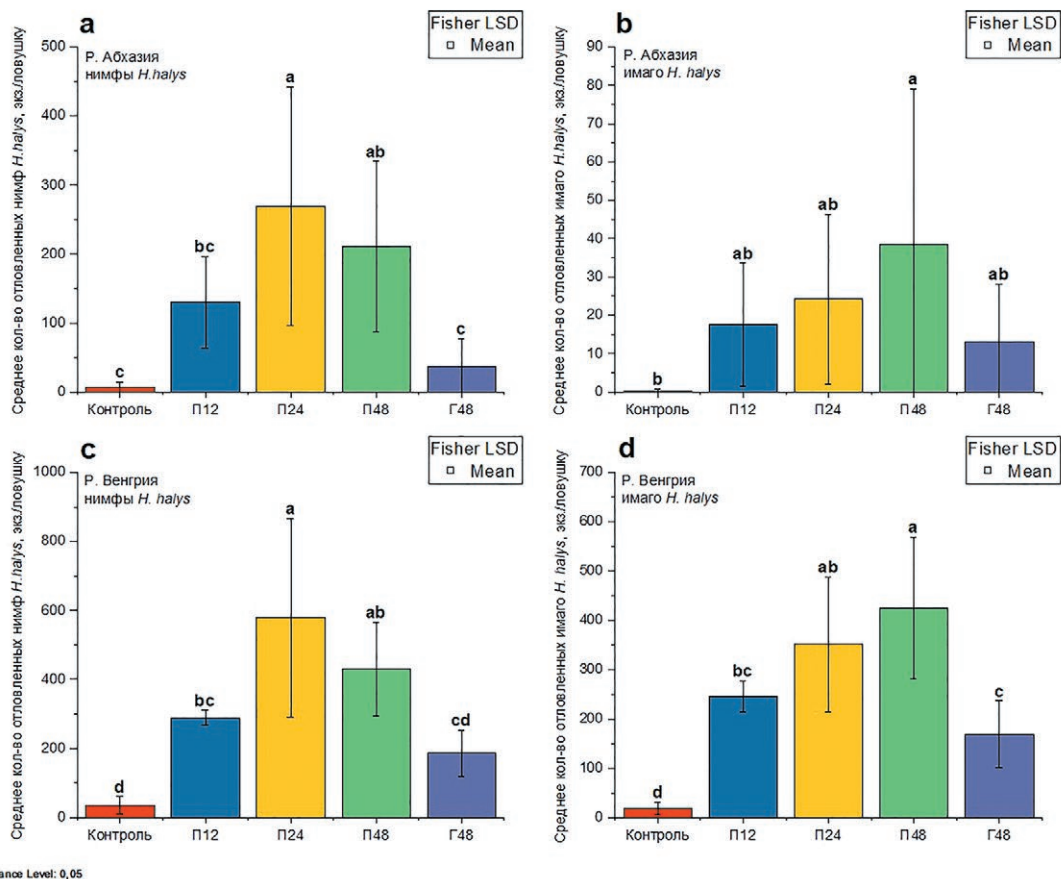


Рис. 4. Полевые испытания феромонных ловушек производства Всероссийского центра карантина растений в персиковом саду (Республика Венгрия, 2020 г.): а – вывешенная ловушка для отлова коричнево-мраморного клопа на персиковом дереве; б – отловленные на феромонный препарат насекомые *Halyomorpha halys* (фото G. Vétek)



Fig. 4. Field trials of pheromone traps produced by the All-Russian Plant Quarantine Center in a peach orchard (Republic of Hungary, 2020): a – a suspended trap for catching a brown marmorated stink bug on a peach tree; b – insects *Halyomorpha halys* caught on a pheromone (photo by G. Vétek)



Significance Level: 0,05

Рис. 5. Среднее количество отловленных экземпляров коричнево-мраморного клопа *Halyomorpha halys* на феромонные препараты производства Всероссийского центра карантина растений: а – нимфы и б – имаго в Республике Абхазии; с – нимфы и д – имаго в Республике Венгрии, 2020 г. Одинаковые строчные буквы на графиках (а, б, с, д) означают, что между тестируемыми вариантами не было выявлено существенной разницы в количестве отловленных насекомых, при $\alpha = 0,05$.

Fig. 5. The average number of caught specimens of the brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys* for pheromones produced by the All-Russian Plant Quarantine Center: а – nymphs and б – imagoes in the Republic of Abkhazia; с – nymphs and д – imagoes in the Republic of Hungary, 2020. The same lowercase letters on the graphs (а, б, с, д) mean that there was no significant difference between the tested variants in the number of captured insects, with $\alpha = 0.05$.

с диспенсером из бромбутилкаучука (П12: $t = 2,752$, $p = 0,012$; П24: $t = 6,132$, $p < 0,0001$; П48: $t = 4,301$, $p < 0,001$) (рис. 5с). Наибольшей аттрактивностью обладали варианты с дозировками 24 мг и 48 мг. Варианты Г48 и Контроль не отличались друг от друга по количеству отловленных нимф *H. halys* ($t = 1,636$, $p = 0,117$). Сравнение диспенсеров с использованием дозировки 48 мг выявило существенную разницу между типами П48 и Г48 ($t = 2,665$, $p = 0,0148$) (рис. 5с).

Ловушки с использованием вариантов с синтетическим феромонным препаратом по сравнению с Контролем продемонстрировали разницу в количестве отловленных имаго ($F = 4,078$; $p < 0,0001$). Статистически была подтверждена разница в использовании Контроля и диспенсеров: П12 ($t = 3,803$, $p = 0,001$); П24 ($t = 5,559$, $p < 0,0001$); П48 ($t = 6,797$, $p < 0,0001$) (рис. 5д). Наибольшую аттрактивность продемонстрировали варианты с дозировками 48 мг и 24 мг. Существенные различия по количеству отловленных имаго показал вариант Г48 в сравнении с Контролем ($t = 2,511$, $p = 0,021$). Сравнение диспенсеров с дозировкой 48 мг выявило значительную разницу между П48 и Г48 ($t = 4,287$, $p < 0,001$) (рис. 5д).

dosages of 24 mg and 48 mg were the most attractive. Variants G48 and Control did not differ from each other in the number of captured *H. halys* nymphs ($t = 1.636$, $p = 0.117$). Comparison of dispensers using a dosage of 48 mg revealed a significant difference between types P48 and D48 ($t = 2.665$, $p = 0.0148$) (Fig. 5c).

Traps using variants with a synthetic pheromone compared with the Control showed a difference in the number of captured imagoes ($F = 4.078$; $p < 0.0001$). The difference in the use of Control and dispensers was statistically confirmed: P12 ($t = 3.803$, $p = 0.001$); P24 ($t = 5.559$, $p < 0.0001$); P48 ($t = 6.797$, $p < 0.0001$) (Fig. 5d). The variants with dosages of 48 mg and 24 mg were shown to be the most attractive. Variant G48 showed significant differences in the number of captured imagoes in comparison with Control ($t = 2.511$, $p = 0.021$). Comparison of dispensers with a dosage of 48 mg revealed a significant difference between P48 and G48 ($t = 4.287$, $p < 0.001$) (Fig. 5d).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Синтетический феромонный препарат для мониторинга и отлова коричнево-мраморного клопа, разработанный Всероссийским центром карантина растений по оптимизированной методике синтеза, продемонстрировал свою эффективность при работе как в летний период в условиях субтропического климата (Республика Абхазия), так и в осенний период умеренно континентального климата (Республика Венгрия).

Феромонный препарат, состоящий из метил-(E,E,Z)-2,4,6-декатриеноата и феромона агрегации 10,11-эпокси-1-бисаболена-3-ола, содержащего стереоизомеры – (3S,6S,7R,10S)-10,11-эпокси-1-бисаболена-3-ол и (3R,6S,7R,10S)-10,11-эпокси-1-бисаболена-3-ол, показал высокую аттрактивность не только для имаго самцов и самок коричнево-мраморного клопа, но и для нимф, что позволило использовать феромонные ловушки для борьбы с вредителем методом массового отлова (Weber et al., 2014).

Смесь из метил-(E,E,Z)-2,4,6-декатриеноата и двух стереоизомеров, при синтезе которых в качестве исходного реагента использовали рацемический цитронеллаль вместо оптически активного R-цитронеллала, в полевых условиях показала свою эффективность как для нимф II–V возрастов, так и для имаго *Halyomorpha halys*, что также подтверждается рядом авторов (Nielsen et al., 2011; Синицына и др., 2019).

Синтезированный феромонный препарат с дозировкой 24 мг на диспенсере из бромбутилкаучука продемонстрировал наибольшую аттрактивность и видоспецифичность для нимф *Halyomorpha halys* как в Абхазии, так и в Венгрии. В случае имаго дозировка 48 мг феромонного препарата на диспенсере из бромбутилкаучука показала лучшие результаты по отловам в обеих странах. В то время как дозировка 24 мг феромонного препарата, нанесенного на диспенсер из бромбутилкаучука, обеспечила достаточно высокий и стабильный отлов имаго *Halyomorpha halys* в Венгрии, в Абхазии такое же количество препарата оказалось недостаточным, что может объясняться различиями в сроках постановки опытов в регионах.

Также было установлено, что использование в качестве диспенсера материала из бромбутилкаучука вместо целлюлозы в зиплоке и буфлене с дозировкой феромонного препарата 48 мг предпочтительнее, так как аттрактивность первого типа для нимф коричнево-мраморного клопа была в 7 раз выше в обеих климатических зонах.

Таким образом, оптимизированный метод синтеза аттрактанта продемонстрировал хорошие результаты при мониторинге и массовом отлове нимф и имаго *Halyomorpha halys* в условиях как субтропического климата, так и умеренно континентального. Полученные (предварительные) результаты показали, что ловушки с повышенными дозировками синтетического феромонного препарата коричнево-мраморного клопа производства ФГБУ «ВНИИКР» могут быть использованы для борьбы с вредителем в качестве дополнительного инструмента в системе интегрированной защиты растений.

Благодарность. Российская сторона выражает глубокую благодарность ученым и специалистам

CONCLUSION

A synthetic pheromone for monitoring and catching brown marmorated stink bug, developed by the All-Russian Plant Quarantine Center according to an optimized synthesis method, has demonstrated its effectiveness when working both in summer in a subtropical climate (Republic of Abkhazia) and in the autumn period of a temperate continental climate (Republic of Hungary).

Pheromone consisting of methyl-(E, E, Z)-2,4,6-decatrienoate and 10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol aggregation pheromone containing stereoisomers – (3S, 6S, 7R, 10S)-10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol and (3R, 6S, 7R, 10S)-10,11-epoxy-1-bisabolene-3-ol, showed high attractiveness not only for adult males and females brown marmorated stink bug, but also for nymphs, which made it possible to use pheromone traps to control the pest by mass collection (Weber et al., 2014).

A mixture of methyl-(E, E, Z)-2,4,6-decatrienoate and two stereoisomers, in the synthesis of which racemic citronellal was used as a starting reagent instead of optically active R-citronellal, showed its effectiveness in field conditions as for nymphs II–V instars and adults of *Halyomorpha halys*, which is also confirmed by a number of authors (Nielsen et al., 2011; Sinitsyna et al., 2019).

The synthesized pheromone preparation with a dosage of 24 mg on a bromobutyl rubber dispenser demonstrated the greatest attractiveness and species-specificity for *Halyomorpha halys* nymphs both in Abkhazia and in Hungary. In the case of imagoes, a dosage of 48 mg of pheromone in a bromobutyl rubber dispenser showed the best catch results in both countries. While the dosage of 24 mg of the pheromone drug applied to a dispenser made of bromobutyl rubber ensured a fairly high and stable capture of *Halyomorpha halys* adults in Hungary, in Abkhazia the same amount of the pheromone turned out to be insufficient, which can be explained by differences in the timing of experiments in the regions.

It was also found that the use of bromobutyl rubber as a dispenser instead of cellulose in ziplock and buflene with a dosage of a pheromone of 48 mg is preferable, since the attractiveness of the first type for nymphs of the brown marmorated stink bug was 7 times higher in both climatic zones.

Thus, the optimized attractant synthesis method has shown good results in monitoring and mass collection of *Halyomorpha halys* nymphs and imagoes in both subtropical and temperate continental climates. The obtained (preliminary) results showed that traps with increased dosages of a synthetic pheromone of the brown marmorated stink bug produced by FGBU “VNIICR” can be used for pest control as an additional tool in an integrated plant protection system.

Acknowledgement. The Russian side expresses its deep gratitude to scientists and specialists from Hungary and Abkhazia. Work in Hungary would not have taken place without Gabor Véték’s direct involvement in organizing and supervising this project. G. Véték was a young and talented Hungarian entomologist, whose loss in 2020 was a huge shock for all of us.

из Венгрии и Абхазии. Работа в Венгрии не состоялась бы без непосредственного участия Габора Ветека в организации и курировании данного проекта. Г. Ветек был молодым и талантливым венгерским ученым-энтомологом, утрата которого в 2020 г. стала огромным потрясением для всех нас.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Жимерикин В., Смирнов Ю., 2013. Анализ фитосанитарного риска коричневого мраморного клопа *Halyomorpha halys* Stal для территории Российской Федерации. – Всероссийский центр карантина растений, М., 55 с.
2. Жимерикин В., Гулий В., 2014. Мраморный клоп. – Защита и карантин растений, № 4: 40–43.
3. Панова М., 2014. Сельское хозяйство Венгрии в условиях евроинтеграции. – Вестник российских университетов. Математика, № 19 (3): 1066–1070.
4. Силицына Е., Абасов М., Атанов Н., Федосеев Н., Лобур А., 2021. Оценка эффективности новой препаративной формы синтетического аттрактанта *Halyomorpha halys*. – Известия Нижневолжского агроуниверситетского комплекса: наука и высшее профессиональное образование, № 1 (61): 90–103. DOI: 10.32786/2071-9485-2021-01-09.
5. Силицына Е., Проценко В., Карпун Н., Митюшев И., Лобур А., Тодоров Н., 2019. Первые полевые испытания феромонных препаратов российского производства для мониторинга и борьбы с коричнево-мраморным клопом *Halyomorpha halys* Stal. – Известия Тимирязевской сельскохозяйственной академии, № 3: 60–79. DOI: 10.34677/0021-342X-2019-3-60-79.
6. Цулая И., Ликербея К., Пестерева Н., 2012. Климат Абхазии, как фактор развития туризма (с. 256–263). Сборник научных трудов Всероссийской конференции с международным участием «Форсайт санаторно-курортной и туристской сферы». 20–21 декабря, 2012, Анапа, Россия, 394 с.
7. Aldrich J., Khrimian A., Camp M., 2007. Methyl 2,4,6-decatrionoates attract stink bugs and tachinid parasitoids. – Journal of Chemical Ecology, № 33: 801–815. URL: <https://doi.org/10.1007/s10886-007-9270-9>.
8. Bosco L., Moraglio S., Tavella L., 2018. *Halyomorpha halys*, a serious threat for hazelnut in newly invaded areas. – Journal of Pest Science, № 91 (2): 661–670. URL: <https://doi.org/10.1007/s10340-017-0937-x>.
9. Khrimian A., 2005. The geometric isomers of methyl-2,4,6-decatrionoate, including pheromones of at least two species of stink bugs. – Tetrahedron, № 61 (15): 3651–3657. URL: <https://doi.org/10.1016/j.tet.2005.02.032>.
10. Khrimian A., Zhang A., Weber D., Ho H.-Y., Aldrich J., Vermillion K., Siegler M., Shirali S., Guzma F., Leskey T., 2014. Discovery of the aggregation pheromone of the brown marmorated stink bug (*Halyomorpha halys*) through the creation of stereoisomeric libraries of 1-bisabolen-3-ols. – Journal of Natural Products, № 77 (7): 1708–1717. URL: <https://doi.org/10.1021/np5003753>.
11. Kriticos D., Kean J., Phillips C., Senay S., Acosta H., Haye T., 2017. The potential global distribution of the brown marmorated stink bug, *Halyomorpha halys*, a critical threat to plant biosecurity. – Journal of Pest Science, № 90 (4): 1033–1043. URL: <https://doi.org/10.1007/s10340-017-0869-5>.

REFERENCES

1. Zhimerikin V., Smirnov Yu. Pest risk analysis of the brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys* Stal for the territory of the Russian Federation [Analiz fitosanitarnogo riska korichnevo mramornogo klopа *Halyomorpha halys* Stal dlya territorii Rossiyskoy Federatsii]. All-Russian Plant Quarantine Center, M., 2013; 55 p. (in Russian).
2. Zhimerikin V., Guliy V. Brown marmorated stink bug [Mramornyy klop]. *Plant Protection and Quarantine*, 2014; 4: 40–43 (in Russian).
3. Panova M. Agriculture of Hungary in the context of European integration [Selskoye khozyaystvo Vengrii v usloviyakh yevrointegratsii]. *Bulletin of Russian Universities. Mathematics*, 2014; 19 (3): 1066–1070 (in Russian).
4. Sinitsyna E., Abasov M., Atanov N., Fedoseev N., Lobur A. Evaluation of the effectiveness of a new preparative form of the synthetic attractant *Halyomorpha halys* [Otsenka effektivnosti novoy preparativnoy formy sinteticheskogo attraktanta *Halyomorpha halys*]. *Bulletin of the Nizhnevolzhsky agro-university complex: science and higher professional education*, 2021; 1 (61): 90–103. DOI: 10.32786 / 2071-9485-2021-01-09 (in Russian).
5. Sinitsyna E., Protsenko V., Karpun N., Mityushev I., Lobur A., Todorov N. The first field trials of Russian-made pheromone preparations for monitoring and control of the brown marble bug *Halyomorpha halys* Stal. *Bulletin of the Timiryazev Agricultural Academy*, 2019; 3: 60–79. DOI: 10.34677/0021-342X-2019-3-60-79 (in Russian).
6. Tsulaya I., Likerbeya K., Pestereva N. The climate of Abkhazia as a factor in the development of tourism (p. 256–263) [Klimat Abkhazii, kak faktor razvitiya turizma]. Collection of scientific papers of the All-Russian conference with international participation “Fore-sight of the sanatorium-resort and tourism sector”. December 20–21, 2012, Anapa, Russia, 394 p. (in Russian).
7. Aldrich J., Khrimian A., Camp M. Methyl 2,4,6-decatrionoates attract stink bugs and tachinid parasitoids. *Journal of Chemical Ecology*, 2007; 33: 801–815. URL: <https://doi.org/10.1007/s10886-007-9270-9>.
8. Bosco L., Moraglio S., Tavella L. *Halyomorpha halys*, a serious threat for hazelnut in newly invaded areas. *Journal of Pest Science*, 2018; 91 (2): 661–670. URL: <https://doi.org/10.1007/s10340-017-0937-x>.
9. Khrimian A. The geometric isomers of methyl-2,4,6-decatrionoate, including pheromones of at least two species of stink bugs. *Tetrahedron*, 2005; 61 (15): 3651–3657. URL: <https://doi.org/10.1016/j.tet.2005.02.032>.
10. Khrimian A., Zhang A., Weber D., Ho H.-Y., Aldrich J., Vermillion K., Siegler M., Shirali S., Guzma F., Leskey T. Discovery of the aggregation pheromone of the brown marmorated stink bug (*Halyomorpha halys*) through the creation of stereoisomeric libraries of 1-bisabolen-3-ols. *Journal of Natural Products*, 2014; 77 (7): 1708–1717. URL: <https://doi.org/10.1021/np5003753>.
11. Kriticos D., Kean J., Phillips C., Senay S., Acosta H., Haye T. The potential global distribution of the brown marmorated stink bug, *Halyomorpha halys*, a critical threat to plant biosecurity. *Journal of Pest Science*, 2017; 90 (4): 1033–1043. URL: <https://doi.org/10.1007/s10340-017-0869-5>.

12. Leskey T., Khirmian A., Weber D., Aldrich J., Short B., Lee D., Morrison III W., 2015. Behavioral responses of the invasive *Halyomorpha halys* (Stål) to traps baited with stereoisomeric mixtures of 10,11-epoxy-1-bisabolen-3-ol. – *Journal of Chemical Ecology*, № 41 (4): 418–429. URL: <https://doi.org/10.1007/s10886-015-0566-x>.
13. Morrison III W., Cullum J., Leskey T., 2015. Evaluation of trap designs and deployment strategies for capturing *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae). – *Journal of Economic Entomology*, № 108 (4), 1683–1692. URL: <https://doi.org/10.1093/jee/tov159>.
14. Murvanidze M., Krawczyk G., Inasaridze N., Dekanoidze L., Samsonadze N., Macharashvili M., Khutishvili S., Shengelaia S., 2018. Preliminary data on the biology of brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys* (Hemiptera, Pentatomidae) in Georgia. – *Turkish Journal of Zoology*, № 42 (6): 617–624. URL: <https://doi.org/10.3906/zoo-1802-34>.
15. Nielsen A., Hamilton G., Shearer P., 2011. Seasonal phenology and monitoring of the non-native *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae) in soybean. – *Environmental Entomology*, № 40 (2): 231–238. URL: <https://doi.org/10.1603/EN10187>.
16. Streito J., Chartois M., Pierre E., Dusoulie F., Armand J., Gaudin J., Rossi J., 2021. Citizen science and niche modeling to track and forecast the expansion of the brown marmorated stinkbug *Halyomorpha halys* (Stål, 1855). – *Scientific reports*, № 11 (1): 1–14. URL: <https://doi.org/10.1038/s41598-021-90378-1>.
17. Sugie H., Yoshida M., Kawasaki K., Noguchi H., Moriya S., Takagi K., Fukuda H., Fujie A., Yamanaka M., Ohira Y., Tsutsumi T., Tsuda K., Fukumoto T., Yamashita M., Suzuki H., 1996. Identification of the aggregation pheromone of the brown-winged green bug, *Plautia stali* Scott (Heteroptera: Pentatomidae). – *Applied Entomology and Zoology*, № 31 (3): 427–431. URL: <https://doi.org/10.1303/aez.31.427>.
18. Véték G., Károlyi B., Mészáros A., Horváth D., Korányi D., 2018. The invasive brown marmorated stink bug (*Halyomorpha halys*) is now widespread in Hungary. – *Entomologia Generalis*, № 38 (1): 3–14. URL: <https://doi.org/10.1127/entomologia/2018/0631>.
19. Weber D., Leskey T., Walsh G., Khirmian A., 2014. Synergy of aggregation pheromone with methyl (E,E,Z)-2,4,6-decatrienoate in attraction of *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae). – *Journal of Economic Entomology*, № 107 (3): 1061–1068. URL: <https://doi.org/10.1603/EC13502>.
20. EPPO, 2021. Глобальная база ЕОКЗР (EPPO Global Database factsheet). *Halyomorpha halys*. – URL: <https://gd.eppo.int/taxon/HALYHA> (дата обращения: 26.08.2021).
21. Евразийская экономическая комиссия, 2021. Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза, с изменениями и дополнениями от 8 августа 2019 г. (Решение Совета Евразийской экономической комиссии от 8 августа 2019 г. № 74). – URL: https://docs.eaeunion.org/docs/ru-ru/01413200/cncd_06032017_158 (дата обращения: 30.08.2021).
22. Leskey T., Khirmian A., Weber D., Aldrich J., Short B., Lee D., Morrison III W. Behavioral responses of the invasive *Halyomorpha halys* (Stål) to traps baited with stereoisomeric mixtures of 10,11-epoxy-1-bisabolen-3-ol. *Journal of Chemical Ecology*, 2015; 41 (4): 418–429. URL: <https://doi.org/10.1007/s10886-015-0566-x>.
23. Morrison III W., Cullum J., Leskey T. Evaluation of trap designs and deployment strategies for capturing *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of Economic Entomology*, 2015; 108 (4), 1683–1692. URL: <https://doi.org/10.1093/jee/tov159>.
24. Murvanidze M., Krawczyk G., Inasaridze N., Dekanoidze L., Samsonadze N., Macharashvili M., Khutishvili S., Shengelaia S. Preliminary data on the biology of brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys* (Hemiptera, Pentatomidae) in Georgia. *Turkish Journal of Zoology*, 2018; 42 (6): 617–624. URL: <https://doi.org/10.3906/zoo-1802-34>.
25. Nielsen A., Hamilton G., Shearer P. Seasonal phenology and monitoring of the non-native *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae) in soybean. *Environmental Entomology*, 2011; 40 (2): 231–238. URL: <https://doi.org/10.1603/EN10187>.
26. Streito J., Chartois M., Pierre E., Dusoulie F., Armand J., Gaudin J., Rossi J. Citizen science and niche modeling to track and forecast the expansion of the brown marmorated stinkbug *Halyomorpha halys* (Stål, 1855). *Scientific reports*, 2021; 11 (1): 1–14. URL: <https://doi.org/10.1038/s41598-021-90378-1>.
27. Sugie H., Yoshida M., Kawasaki K., Noguchi H., Moriya S., Takagi K., Fukuda H., Fujie A., Yamanaka M., Ohira Y., Tsutsumi T., Tsuda K., Fukumoto T., Yamashita M., Suzuki H. Identification of the aggregation pheromone of the brown-winged green bug, *Plautia stali* Scott (Heteroptera: Pentatomidae). *Applied Entomology and Zoology*, 1996; 31 (3): 427–431. URL: <https://doi.org/10.1303/aez.31.427>.
28. Véték G., Károlyi B., Mészáros A., Horváth D., Korányi D. The invasive brown marmorated stink bug (*Halyomorpha halys*) is now widespread in Hungary. *Entomologia Generalis*, 2018; 38 (1): 3–14. URL: <https://doi.org/10.1127/entomologia/2018/0631>.
29. Weber D., Leskey T., Walsh G., Khirmian A. Synergy of aggregation pheromone with methyl (E,E,Z)-2,4,6-decatrienoate in attraction of *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of Economic Entomology*, 2014; 107 (3): 1061–1068. URL: <https://doi.org/10.1603/EC13502>.
30. EPPO, 2021. EPPO Global Database factsheet. *Halyomorpha halys*. URL: <https://gd.eppo.int/taxon/HALYHA> (last accessed: 26.08.2021).
31. Eurasian Economic Commission, 2021. Common list of quarantine objects of the Eurasian Economic Union, with amendments and additions dated August 8, 2019 (Decision of the Council of the Eurasian Economic Commission dated August 8, 2019 No. 74). URL: https://docs.eaeunion.org/docs/ru-ru/01413200/cncd_06032017_158 (last accessed: 30.08.2021).

INFORMATION ABOUT THE AUTHORS

Ekaterina Sinitsyna, Researcher, Synthesis and Application of Pheromones Department,

ИНФОРМАЦИЯ ОБ АВТОРАХ

Синицына Екатерина Витальевна, научный сотрудник отдела синтеза и применения феромонов ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское,

Московская обл., Россия; *ORCID 0000-0002-6314-3151*,
e-mail: *katesinitsyna@gmail.com*.

Ветек Габор, кандидат сельскохозяйственных наук, доцент кафедры энтомологии Института защиты растений, Венгерский университет сельского хозяйства и естественных наук, г. Будапешт, Республика Венгрия; e-mail: *Vetek.Gabor@kertk.szie.hu*.

Сзита Ева, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник Института защиты растений, Центр сельскохозяйственных исследований, Университет Этвеша Лоранда, г. Будапешт, Республика Венгрия; *ORCID 0000-0001-6335-5296*, e-mail: *szita.eva@atk.hu*.

Ковач Хайналка, сотрудник Института защиты растений, Венгерский университет сельского хозяйства и естественных наук, г. Будапешт, Республика Венгрия; e-mail: *h.kovacs23@gmail.com*.

Хари Каталин, сотрудник Института защиты растений, Венгерский университет сельского хозяйства и естественных наук, г. Будапешт, Республика Венгрия; *ORCID 0000-0002-0537-5712*, e-mail: *Radacsine.Hari.Katalin@uni-mate.hu*.

Кисс Балаш, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник Института защиты растений, Центр сельскохозяйственных исследований, Университет Этвеша Лоранда, г. Будапешт, Республика Венгрия; *ORCID 0000-0003-2511-9094*, e-mail: *kiss.balazs@atk.hu*.

Глебов Валерий Эдуардович, научный сотрудник научно-методического отдела Южного филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Симферополь, Республика Крым, Россия; *ORCID 0000-0002-7152-5125*, e-mail: *valeriy.glebov.93@mail.ru*.

Федосеев Назар Зиновьевич, старший научный сотрудник отдела синтеза и применения феромонов ФГБУ «ВНИИКР», р. п. Быково, г. Раменское, Московская обл., Россия; *ORCID 0000-0002-3451-5040*, e-mail: *nazfed@mail.ru*.

Радионовская Яна Эдуардовна, кандидат сельскохозяйственных наук, ведущий научный сотрудник лаборатории защиты растений ФГБУ «ВНИИВиВ «Магарач» РАН», г. Ялта, Республика Крым, Россия; *ORCID 0000-0002-9124-8436*, e-mail: *plantprotection-magarach@mail.ru*.

Татьяна Сергеевна Рыбарева, агроном научно-методического отдела Южного филиала ФГБУ «ВНИИКР», г. Симферополь, Республика Крым, Россия; *ORCID 0000-0001-5242-0849*, e-mail: *diza_alex_a@mail.ru*.

ФГБУ «ВНИИКР», Быково, Раменское, Московская обл., Россия; *ORCID 0000-0002-6314-3151*, e-mail: *katesinitsyna@gmail.com*.

Gabor Véték, PhD in Agriculture, Associate Professor, Department of Entomology, Institute of Plant Protection, Hungarian University of Agriculture and Life Sciences, Budapest, Republic of Hungary; e-mail: *Vetek.Gabor@kertk.szie.hu*.

Eva Szita, PhD in Biology, Senior Researcher, Plant Protection Institute, Agricultural Research Center, Eötvös Loránd University, Budapest, Republic of Hungary; *ORCID 0000-0001-6335-5296*, e-mail: *szita.eva@atk.hu*.

Hajnalka Kovacs, Associate of the Plant Protection Institute, Hungarian University of Agriculture and Life Sciences, Budapest, Republic of Hungary; e-mail: *h.kovacs23@gmail.com*.

Katalin Hari, Associate of the Plant Protection Institute, Hungarian University of Agriculture and Life Sciences, Budapest, Republic of Hungary; *ORCID 0000-0002-0537-5712*, e-mail: *Radacsine.Hari.Katalin@uni-mate.hu*.

Balazs Kiss, PhD in Biology, Senior Researcher, Plant Protection Institute, Agricultural Research Center, Eötvös Loránd University, Budapest, Republic of Hungary; *ORCID 0000-0003-2511-9094*, e-mail: *kiss.balazs@atk.hu*.

Valery Glebov, Researcher, Research and Methodology Department, Southern Branch of FGBU «VNIICR», Simferopol, Republic of Crimea, Russia; *ORCID 0000-0002-7152-5125*, e-mail: *valeriy.glebov.93@mail.ru*.

Nazar Fedoseev, Senior Researcher, Synthesis and Application of Pheromones Department, FGBU «VNIICR», Bykovo, Ramenskoye, Moscow Oblast, Russia; *ORCID 0000-0002-3451-5040*, e-mail: *nazfed@mail.ru*.

Yana Radionovskaya, PhD in Agriculture, Leading Researcher, Plant Protection Laboratory, Federal State Budgetary Scientific Institution «VNIIViV «Magarach» RAS», Yalta, Republic of Crimea, Russia; *ORCID 0000-0002-9124-8436*, e-mail: *plantprotection-magarach@mail.ru*.

Tatiana Rybareva, Agronomist, Research and Methodology Department, Southern Branch of FGBU «VNIICR», Simferopol, Republic of Crimea, Russia; *ORCID 0000-0001-5242-0849*, e-mail: *diza_alex_a@mail.ru*.

90 лет карантинной службе России

«Гордиться славою своих предков не только можно, но и должно, не уважать оной есть постыдное малодушие»

(А.С. Пушкин)

Н.И. Вавилов в работе «Ботанико-географические основы селекции» в 30-е гг. прошлого столетия писал: «Развертывание широкой интродукции новых растений и сортов должно идти одновременно с созданием карантина растений. Организация карантинной инспекции составляет непрерывную составную часть интродукции растений... Ввоз растений из-за границы должен быть централизован и строго контролируем». С тех пор прошло более 90 лет, на протяжении которых направления и характер карантинной службы формировались с учетом этих ориентиров.

С 1925 г. в Советском Союзе началась работа в отношении создания карантинного законодательства по отдельным видам растительной продукции.

В 1931 г. была создана единая Государственная карантинная служба. В 1934 г. разработаны Положение о внешнем карантине растений и Перечень вредителей и болезней растений внешнего карантина.

Первая карантинная лаборатория начала работать в 1932 г. в Ленинграде. Через два года после ее создания в Москве была организована Центральная карантинная лаборатория (ЦКЛ), которая включала пять подразделений: энтомологии, фитопатологии, сорных растений, гельминтологии и бактериологии. На ЦКЛ возлагалось изучение биологии, методов выявления, способов борьбы с карантинными вредителями, болезнями растений и сорняками, обобщение достижений науки в этой области в СССР и за рубежом, пропаганда знаний по карантину растений.

В июле 1941 г. ЦКЛ была эвакуирована в Омск, а в Москве осталась только оперативная группа из трех человек. В июне 1943 г. лаборатория возвратилась в Москву и разместилась в здании Наркомзема СССР.

В период войны заведующей лабораторией была Надежда Никифоровна Шутова – ведущий энтомолог карантинной службы в течение многих лет (рис. 1).

Именно она организовывала эвакуацию ЦКЛ из Москвы. С 1945 г. заведовала отделом энтомологии ЦКЛ. В 1947 г. по ее инициативе в Ташкенте была организована биолaborатория, которая занималась разведением псевдафикуса – паразита червеца Комстока. Этот вредитель благодаря биометоду стал в Средней Азии и Закавказье экономически незначимым объектом.

Шутова участвовала во внедрении микробиометода в практику борьбы с цитрусовой белокрылкой (*Dialeurodes citri* (Ashmead)) в Грузии. В 1964 г. она впервые в СССР обнаружила восточную плодоядку и сразу же занялась изысканием ее естественных

90 years of the plant quarantine service of Russia

“Being proud of the glory of your ancestors it is not only possible, but also necessary, not respecting it is shameful cowardice”

(A. Pushkin)

N.I. Vavilov in his work “Botanical and Geographical Foundations of Breeding” [Botaniko-Geograficheskie Osnovy Seleksii] in the 1930s wrote: “The deployment of a wide introduction of new plants and cultivars should go simultaneously with the establishment of plant protection. The organization of quarantine inspection is an indispensable part of the introduction of plants... The import of plants from abroad should be centralized and strictly controlled.” More than 90 years have passed since then, during which the directions and nature of the quarantine service were formed taking into account these guidelines.

Since 1925, the Soviet Union started creating quarantine legislation for certain types of plant products.

In 1931, a unified State Plant Quarantine Service was created. In 1934, the Regulation on external plant quarantine and the List of pests and diseases of plants of external quarantine were developed.

The first quarantine laboratory began operating in 1932 in Leningrad. Two years later, the Central Plant Quarantine Laboratory (CPQL) was organized in Moscow, which included five departments: entomology, phytopathology, weeds, helminthology and bacteriology. The CPQL was engaged studying the biology, identification methods, methods of controlling quarantine insects and mites, plant diseases and weeds, generalization of scientific achievements in this area in the USSR and abroad, promotion of knowledge on plant protection.

In July 1941, the CPQL was evacuated to Omsk, and only an operational group of three people remained in Moscow. In June 1943, the laboratory returned to Moscow and was housed in the building of the USSR People's Commissariat for Agriculture.

During the war, the head of the laboratory was Nadezhda Nikiforovna Shutova – the leading entomologist of the plant quarantine service for many years (Fig. 1).

It was she who organized the evacuation of the CPQL from Moscow. Since 1945 she headed the entomology department of the CPQL. In 1947, on her initiative, a biolaboratory was organized in Tashkent, which was engaged in breeding of *Pseudophycus*, that is parasitoid of *Pseudococcus comstocki* (Kuwana). Thanks to the application of the biological method, *Pseudococcus comstocki* has become an economically insignificant object in Central Asia and Transcaucasia.

Shutova participated in the introduction of the microbiometod into the practice of controlling citrus



Рис. 1. Надежда Никифоровна Шутова*

Fig. 1. Nadezhda Nikiforovna Shutova*

врагов. А еще раньше – в 1938–1939 гг. – руководила ликвидацией очагов картофельной моли в Поти.

Пять новых видов насекомых, выявленных Н.Н. Шутовой, названы ее именем. За 40 лет работы в Центральной карантинной лаборатории она собрала огромный фаунистический и биологический материал, который стал основой создания музея сравнительных коллекций и образцов поврежденных растений во Всероссийском центре карантина растений.

Анализ случаев обнаружения карантинных вредителей на территории СССР свидетельствует, что их выявляли только на 3–5-й год после заноса. Существовавшие методы (визуальное обследование, пищевые приманки, световые ловушки) не позволяли обнаруживать вредителя при его чрезвычайно низкой численности, то есть сразу после проникновения на новую, ранее свободную от этого вида территорию. Одним из важнейших эффективных инструментов контроля фитосанитарного состояния страны стали феромоны насекомых.

Использование феромона восточной плодовой жоржки в 1975 г. позволило выявить обширные очаги этого вредителя на территории всего Краснодарского края, на Украине, в Молдавии, Узбекистане, Киргизии, Казахстане.

В 1982–1983 гг. применение феромона калифорнийской щитовки позволило обнаружить этого опасного вредителя плодовых насаждений в девяти крупных питомниках Молдавии и Украины, а также в Воронежской области, где он ранее не отмечался.

Одним из пионеров внедрения методов мониторинга карантинных вредителей с применением феромонов являлся Анатолий Иванович Сметник (рис. 2), директор ВНИИКР с 1979 по 2004 г. Он был крупнейшим знатоком правовых вопросов законодательства в области карантина растений. Обладал неоспоримым авторитетом в СССР (а затем в Российской Федерации) и за рубежом.

whitefly (*Dialeurodes citri* (Ashmead)) in Georgia, USSR. In 1964, for the first time in the USSR, she discovered the oriental fruit moth (*Grapholita molesta*) and immediately started searching for its natural enemies. And even earlier, in 1938–1939, she supervised the elimination of potato moth (*Phthorimaea operculella*) outbreaks in Poti, Georgia.

Five new insect species identified by N.N. Shutova were named after her. For 40 years of work in the Central Plant Quarantine Laboratory, she collected a huge faunistic and biological material, which became the basis for the museum of comparative collections and samples of damaged plants at the All-Russian Plant Quarantine Center.

The analysis of cases of detection of quarantine pests on the territory of the USSR indicates that they were detected only 3–5 years after the introduction. The existing methods (visual inspection, food baits, light traps) did not allow detecting the pest when its population was extremely low, that is, immediately after introduction into a new area previously free from this species. Insect pheromones have become one of the most important effective tools for controlling the phytosanitary state of the country.

Using the pheromone of the oriental fruit moth in 1975 made it possible to identify extensive outbreaks of this pest throughout the entire Krasnodar Territory, Ukraine, Moldova, Uzbekistan, Kyrgyzstan and Kazakhstan.

In 1982–1983, the use of the pheromone of the Californian scale insect (*Quadraspidiotus perniciosus*) made it possible to detect this harmful pest of fruit plantations in nine large nurseries of Moldova and Ukraine, as well as in Voronezh Oblast, where it was not previously reported.

One of the pioneers of introducing methods for monitoring quarantine pests using pheromones was Anatoly Ivanovich Smetnik (Fig. 2), director of VNIICR from 1979 to 2004. He was an outstanding expert on the legal issues of plant quarantine. He had undeniable authority in the USSR (and then in the Russian Federation) and abroad.

One of the most effective methods of preventing the spread of harmful fauna species, including plant quarantine ones, is the disinfection of agricultural, forestry and industrial products, containers, warehouses, wagons, holds of ships, premises of industrial enterprises with gaseous pesticides – fumigants. The main fumigant in the Soviet Union was methyl bromide. It was used in Uzbekistan in 1945. Then the toxicologist of the Uzbek plant quarantine laboratory V.E. Kreutzberg compiled the first guide to quarantine vacuum-free fumigation.

1960–1970s were marked by a rapid growth in the volume of disinfection of regulated products and, first of all, planting material. In the North Caucasus, Uzbekistan, Ukraine and a number of other regions, vacuum-free chambers were built to disinfect seedlings, cuttings, stems, and flower bulbs (Fig. 3). In Moscow, vacuum-free fumigation chambers were built at 30 regional fruit and vegetable bases for intensive disinfection of citrus fruits and apples from November to May.

* Все представленные фото взяты из архива ФГБУ «ВНИИКР».

* All presented photos are taken from the archive of the FGBU "VNIICR".



Рис. 2. Анатолий Иванович Сметник

Fig. 2. Anatoly Ivanovich Smetnik



Рис. 3. Фумигация под пленкой, Абхазия, 1950-е гг.

Fig. 3. Fumigation under film, Abkhazia, 1950s

Одним из наиболее эффективных методов предупреждения распространения вредных видов фауны, в том числе и карантинных, является обеззараживание сельскохозяйственной, лесной и промышленной продукции, тары, складов, вагонов, трюмов судов, помещений производственных предприятий газообразными пестицидами – фумигантами. Основным фумигантом в Советском Союзе был бромистый метил. Работы с ним проводились в Узбекистане в 1945 г. Тогда токсиколог Узбекской карантинной лаборатории В.Э. Крейцберг составил первое руководство по карантинной безвакуумной фумигации.

1960–1970-е гг. ознаменовались быстрым ростом объемов обеззараживания подкарантинной продукции и прежде всего посадочного материала. На Северном Кавказе, в Узбекистане, на Украине и в ряде других регионов строили безвакуумные камеры для обеззараживания саженцев, черенков, чубуков, цветочных луковиц (рис. 3). В Москве безвакуумные фумигационные камеры были построены на 30 районных плодоовощных базах для интенсивного проведения обеззараживания цитрусовых и яблос с ноября по май.

Первая и единственная крупная вакуумная станция была пущена в эксплуатацию в 1960 г. в Термезском порту Узбекистана для фумигации бромистым метилом хлопковолокна, сухофруктов и другой продукции, импортируемой из Афганистана. В ее строительстве и разработке технологии принимали участие специалисты карантинной службы Узбекистана (С.Г. Кучерова), Азербайджана (А.Х. Такидзе) и Центральной карантинной лаборатории (В.Н. Тронов).

Теоретические и практические аспекты фумигации разрабатывались под руководством заведующего отделом токсикологии Центральной карантинной лаборатории Алексея Кузьмича Маркина. С первых дней зарождения карантинной службы он занимался организацией охраны хлопчатника от вредителей, отсутствующих в стране, и прежде всего от розового червя. При активном участии А.К. Маркина разработаны такие мероприятия,

The first and only large vacuum station was put into operation in 1960 at the Termez port of Uzbekistan for fumigation of cotton fiber, dried fruits and other products imported from Afghanistan with methyl bromide. Specialists of the quarantine service of Uzbekistan (S.G. Kucheroва), Azerbaijan (A.Kh. Takidze) and the Central Plant Quarantine Laboratory (V.N. Tronov) took part in its construction and development of technology.

The theoretical and practical aspects of fumigation were developed under the guidance of Alexey Kuzmich Markin, head of the toxicology department of the Central Plant Quarantine Laboratory. From the early days of the quarantine service, he was involved in organizing the protection of cotton from pests that are absent in the country, and above all from the pink bollworm. With the active participation of A.K. Markin, they developed such measures as fumigation of agricultural products with methyl bromide directly in the holds of ships and barges, disinfection of fruits, vegetables and citrus fruits in vacuum and non-vacuum chambers, vegetable cargo in stacks and under tents made of synthetic films. He taught many quarantine workers the basics of fumigation, chemical control of harmful pests.

Along with the fumigation of regulated products, refrigeration or cold disinfection, was widely used in the practice of plant quarantine to prevent the import into the USSR with citrus fruits of the Mediterranean fruit fly. Refrigeration regimes were developed in the 1960s at the Leningrad Plant Quarantine Laboratory under the leadership of its director Fedor Timofeevich Lisitsyn (Fig. 4) and introduced into the practice of plant protection throughout the country. Also, under the leadership of Lisitsyn, the first in the USSR automatic gas analyzer for methyl bromide was created. He proposed a thermal method for disinfecting containers from contaminated regulated products, as well as tubers of ware potatoes, aimed at preventing the spread of a plant quarantine disease – cancer infection.



Рис. 4. Федор Тимофеевич Лисицын

Fig. 4. Fedor Timofeevich Lisitsyn



Рис. 5. Первые курсы по карантину растений, Москва, 1944 г.

Fig. 5. First courses on plant protection, Moscow, 1944

как фумигация бромистым метилом сельскохозяйственной продукции непосредственно в трюмах судов и барж, обеззараживание фруктов, овощей и цитрусовых в вакуумных и безвакуумных камерах, растительных грузов в штабелях и под палатками из синтетических пленок. Многих работников карантина он обучил основам фумигации, химической борьбы с опасными вредителями.

Наряду с фумигацией подкарантинной продукции в практике карантина растений для предупреждения завоза в СССР с плодами цитрусовых средиземноморской плодовой мухи широко использовалась рефрижерация – холодное обеззараживание. Режимы рефрижерации были разработаны в 1960-е гг. в Ленинградской карантинной лаборатории под руководством ее директора Федора Тимофеевича Лисицына (рис. 4) и внедрены в практику карантина растений по всей стране. Также под руководством Лисицына был создан первый в СССР автоматический газоанализатор на бромистый метил. Им предложен термический способ обеззараживания тары из-под зараженной подкарантинной продукции, а также клубней продовольственного картофеля, направленный на предотвращение распространения карантинного заболевания – инфекции рака.

Карантин растений с момента своего создания обращал пристальное внимание на качество диагностики. Одним из основных направлений деятельности ФГБУ «ВНИИКР» является лабораторная экспертиза подкарантинных материалов и идентификация выявленных в них карантинных вредных организмов.

В соответствии с современными требованиями и в целях оптимизации системы менеджмента качества, диагностика в ФГБУ «ВНИИКР» строится на основе комплексного подхода. Он включает в себя совершенствование существующих методов экспертизы и разработку новых, наличие дублирующих методов для подтверждения результатов экспертизы, проверку вновь закупаемых тест-систем и химреактивов, использование внутренних контролей при проведении анализов,

Since its creation, plant protection was greatly focused on the diagnostics quality. One of the main activities of FGBU “VNIKR” is laboratory examination of regulated articles and identification of detected plant quarantine pests.

According to modern requirements and in order to optimize the quality management system, diagnostics at FGBU “VNIKR” is based on an integrated approach. It includes the improvement of existing examination methods and the development of new ones, the availability of duplicate methods to confirm the examination results, the verification of newly purchased test systems and chemical reagents, the use of internal controls during analyzes, interlaboratory comparative tests, participation in international professional tests, control checks of specialists etc.

The success of plant protection measures largely depends on the qualifications of inspectors, plant quarantine station specialists and laboratories. The State Plant Quarantine Service has always highlighted the importance of training personnel and improving their qualifications.

The first courses on plant protection were held in 1944: initially at the CPQL (Fig. 5), later at the Velikie Luki Agricultural Institute. Currently, the Educational and Methodological Department of the FGBU “VNIKR” is a center for advanced training of specialists of the Federal Service for Veterinary and Phytosanitary Surveillance in the field of plant protection. Specialists from Russia and other countries are trained here.

The first book “Plant Quarantine in the USSR” [Karantin rasteniy v SSSR] was published in 1937. Its authors were the head of the quarantine service A.L. Efimov, head of the grape quarantine department I.A. Kazas, head of the potato quarantine department V.N. Obolensky. Subsequent editions came out after the war.

In 1948, the Central Laboratory for Plant Quarantine published the “Illustrated Guide to Pests and

проведение межлабораторных сравнительных испытаний, участие в международных профессиональных тестированиях, контрольные проверки специалистов и т. д.

Успех мероприятий по карантину растений во многом зависит от уровня квалификации инспекторов, специалистов карантинных пунктов и лабораторий. Государственная служба по карантину растений всегда придавала большое значение вопросам обучения кадров, повышению их квалификации.

Первые курсы по карантину растений проводились в 1944 г.: первоначально на базе ЦКЛ (рис. 5), позднее – на базе Великолукского сельскохозяйственного института. В настоящее время учебно-методический отдел ФГБУ «ВНИИКР» является центром повышения квалификации специалистов Федеральной службы по ветеринарному и фитосанитарному надзору в области карантина растений. Здесь проходят обучение специалисты из России, стран ближнего и дальнего зарубежья.

Первая книга «Карантин растений в СССР» вышла в свет в 1937 г. Ее авторами были начальник карантинной службы А.Л. Ефимов, начальник отдела виноградного карантина И.А. Казас, начальник отдела картофельного карантина В.Н. Оболенский. Последующие издания выходили уже после войны.

Центральная лаборатория по карантину растений в 1948 г. издала «Иллюстрированный справочник по вредителям и болезням внешнего карантина» под редакцией заведующей отделом энтомологии Н.Н. Шутовой. Переработанное издание этого справочника под названием «Справочник по карантинным и другим опасным вредителям, болезням и сорным растениям», где составителем и одним из авторов выступила сама Шутова, вышло в свет в 1970 г. с цветными рисованными иллюстрациями.

В 1996 г. «Справочник по вредителям, болезням растений и сорнякам, имеющим карантинное значение для территории Российской Федерации» был составлен и отредактирован уже директором Института карантина растений (ВНИИКР) А.И. Сметником.

В 2011–2012 гг. Всероссийским центром карантина растений (ВНИИКР) был издан целый ряд монографий, значительно пополнивший библиографию книг и брошюр по карантину растений. Инициатором издания и автором ряда монографий стал Уллубий Шамшидович Магомедов, директор Всероссийского центра карантина растений, председатель координационного совета по карантину растений государств – участников СНГ (рис. 6).

Таким образом, служба карантина растений всегда заботилась о пропаганде знаний в области фитосанитарии, а в последние годы – с использованием новейших технологий массовых коммуникаций.

Основы, заложенные 90 лет назад, являются прочным фундаментом для настоящего и будущего карантинной службы России.

*Ветеран карантинной службы
ведущий научный сотрудник
отдела обеззараживания ФГБУ «ВНИИКР»
Я.Б. Мордкович*



Рис. 6. Уллубий Шамшидович Магомедов

Fig. 6. Ullubiy Shamshidovich Magomedov

Diseases of External Quarantine” [Illyustrirovannyi spravochnik po vreditelyam i boleznyam vneshnego karantina] edited by the head of the Entomology Department N.N. Shutova. A revised edition of this handbook entitled “Handbook of Quarantine and Other Harmful Pests, Diseases and Weeds” [Spravochnik po karantinnym i drugim opasnym vreditelyam, boleznyam i sornym rasteniyam], where Shutova herself was the compiler and one of the authors, was published in 1970 with colored hand-drawn illustrations.

In 1996, the “Handbook on pests, plant diseases and weeds of quarantine significance for the territory of the Russian Federation” [Spravochnik po vreditelyam, boleznyam rasteniy i sornyakam, imeyushchim karantinnoye znachenie dlya territorii Rossiyskoy Federatsii] was compiled and edited by the director of the Plant Quarantine Institute (VNIKR) A.I. Smetnik.

In 2011–2012, All-Russian Plant Quarantine Center (VNIKR) published a number of monographs, which significantly expanded the bibliography of books and brochures on plant protection. The publication was initiated by Ullubiy Shamshidovich Magomedov, Director of the All-Russian Plant Quarantine Center, Chairman of the Coordination Council for Plant Quarantine of the CIS member states, who was also the author of some monographs (Fig. 6).

Thus, the Plant Quarantine Service has always taken care of promoting phytosanitary knowledge, and in recent years – using the latest mass communication technologies.

The foundations laid 90 years ago are a solid base for the present and future of the quarantine service in Russia.

*Plant Quarantine Service Veteran
Leading Researcher of
Disinfection Department of FGBU “VNIKR”
Yakov Mordkovich*

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 достоверное 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. Раменское, 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
- 19 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. Раменское, р. п. Быково,
ул. Пограничная, д. 32

Тел./факс:
8 (499) 707-22-27

e-mail: office@vniikr.ru
<http://www.vniikr.ru>