

КАРАНТИН РАСТЕНИЙ НАУКА И ПРАКТИКА

ДЕКАБРЬ
4/26/2018

РУССКО-АНГЛИЙСКИЙ ЖУРНАЛ

**ВИДЫ РОДА *HELIANTHUS* L. В ЕДИНОМ ПЕРЕЧНЕ КАРАНТИННЫХ
ОБЪЕКТОВ ЕВРАЗИЙСКОГО ЭКОНОМИЧЕСКОГО СОЮЗА** стр. 2

**«НОВОГОДНИЕ ЕЛКИ» КАК УГРОЗА РАСПРОСТРАНЕНИЯ
ВРЕДНЫХ И ПАТОГЕННЫХ ЛЕСНЫХ ОРГАНИЗМОВ** стр. 9

**БАКТЕРИОЗЫ – ВОЗБУДИТЕЛИ БОЛЕЗНЕЙ ЗЕРНОБОБОВЫХ
КУЛЬТУР И РАЗРАБОТКА МЕТОДОВ ИХ ДИАГНОСТИКИ** стр. 28

**ЭКСПЕДИЦИОННЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ ВРЕДИТЕЛЕЙ ЮЖНОЙ
ЧАСТИ КОРЕЙСКОГО ПОЛУОСТРОВА** стр. 57

**SPECIES OF THE *HELIANTHUS* L. GENUS IN THE COMMON LIST OF
QUARANTINE OBJECTS OF THE EURASIAN ECONOMIC UNION** page 6

**“CHRISTMAS TREES” AS A THREAT TO THE SPREAD
OF PATHOGENIC FOREST PESTS** page 14

**BACTERIAL DISEASE PATHOGENS OF GRAIN LEGUMES
AND DEVELOPMENT OF METHODS FOR THEIR DIAGNOSTICS** page 34

**EXPEDITIONARY STUDIES OF PESTS IN THE SOUTHERN PART
OF THE KOREAN PENINSULA** page 61

RUSSIAN-ENGLISH JOURNAL

PLANT HEALTH RESEARCH AND PRACTICE

DECEMBER
4/26/2018

ISSN 2306-9767

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

• ФГБУ «ВНИИКР» — партнер международной программы по координации научных исследований в области карантина растений EUPHRESKO II (EUropean PHYtosanitary REsearch COordination)

• Ведущее научно-методическое учреждение в составе Координационного совета по карантину растений государств — участников СНГ

• Головное научно-методическое учреждение по реализации Плана первоочередных мероприятий, направленных на гармонизацию карантинных фитосанитарных мер государств — членов Таможенного союза

• Ведущее учреждение в Российской Федерации по синтезу и применению феромонов для выявления карантинных вредных организмов

• В ФГБУ «ВНИИКР» создан и действует Технический комитет по стандартизации ТК 42 «Карантин и защита растений»

• Имеет 22 филиала на территории Российской Федерации

Россия, 140150, Московская область, Раменский район,
пос. Быково, ул. Пограничная, д. 32
Тел./факс: 8 (499) 707-22-27
e-mail: office@vniikr.ru, http://www.vniikr.ru

«КАРАНТИН РАСТЕНИЙ. НАУКА И ПРАКТИКА»

ДВУЯЗЫЧНЫЙ НАУЧНЫЙ ЖУРНАЛ №4 (26) 2018 г.

Главный редактор:

А.Я. Сапожников,
директор ФГБУ «ВНИИКР»

Шеф-редактор:

Светлана Зиновьева,
начальник отдела по связям
с общественностью
и СМИ ФГБУ «ВНИИКР»

Выпускающий редактор:

Ольга Лесных
e-mail: karantin.r@yandex.ru

Редакционная коллегия

журнала «Карантин растений.
Наука и практика»:

Швабаускене Ю.А. — заместитель
Руководителя Россельхознадзора

Долженко В.И. — академик РАН,
доктор сельскохозяйственных
наук, заместитель директора
Всероссийского
НИИ защиты растений

Надыкта В.Д. — академик РАН,
доктор технических наук,
директор Всероссийского НИИ
биологической защиты растений

Орлинский А.Д. — доктор
биологических наук,
научный советник ЕОКЗР

Павлюшин В.А. — академик РАН,
доктор биологических наук,
директор Всероссийского
НИИ защиты растений

Санин С.С. — академик РАН,
доктор биологических наук,
профессор, заведующий
отделом Всероссийского
НИИ фитопатологии

Мартин Уорд —

Генеральный директор ЕОКЗР

Ханну Кукконен — директор
подразделения фитосанитарного
надзора, EVIRA (Финляндия)

Сагитов А.О. — доктор
биологических наук,
Генеральный директор ТОО
«Казахский НИИ защиты
и карантина растений»

Сорока С.В. — кандидат
сельскохозяйственных наук,
директор РУП «Институт
защиты растений» НАН
Республики Беларусь

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

Абасов М.М. — доктор
биологических наук,
заместитель директора
ФГБУ «ВНИИКР»

Шероколава Н.А. — заместитель
директора ФГБУ «ВНИИКР»,
вице-президент ЕОКЗР

Добровольская О.Б. — кандидат
биологических наук, заместитель
директора ФГБУ «ВНИИКР»

Камаев И.О. — кандидат
биологических наук, старший
научный сотрудник научно-
экспериментального отдела
ФГБУ «ВНИИКР»

РЕДАКЦИЯ:

Волкова Е.М. — кандидат
биологических наук,
заведующая лабораторией
сорных растений

Волков О.Г. — начальник
отдела биометода

Кулинич О.А. — доктор
биологических наук,
начальник отдела лесного карантина

Приходько Ю.Н. — кандидат
сельскохозяйственных наук,
начальник научно-методического
отдела фитопатологии

Скрипка О.В. — кандидат
биологических наук, ведущий
научный сотрудник лаборатории
микологии

Усачева С.Е. — переводчик
отдела фитосанитарных рисков
и международного взаимодействия

Быков И.И. — переводчик
отдела фитосанитарных рисков
и международного взаимодействия

Беломестнова А.А. — переводчик
отдела фитосанитарных рисков
и международного взаимодействия

Красовский Г.С. — переводчик
отдела фитосанитарных рисков
и международного взаимодействия

Дизайн и верстка:
Роман Солоха

Корректоры:
Татьяна Артемьева
Ольга Тренева

**Менеджер по подписке
и дистрибуции:**
Павел Сафронов
+7 903 505 33 23

Журнал «Карантин растений. Наука и практика» зарегистрирован в Федеральной службе по надзору в сфере связи, информационных технологий и массовых коммуникаций (Роскомнадзор), свидетельство о регистрации ПИ № ФС77-52594 от 25 января 2013 г.

Учредитель: ООО «Успех», выпускается по заказу Федерального государственного бюджетного учреждения «Всероссийский центр карантина растений» (ФГБУ «ВНИИКР»)

Издатель: ООО «У-Строй»

Адрес редакции: 115551, г.Москва, Шипиловский проезд, дом 39, корпус 2, этаж 15, помещение 53, комнаты 1, 3

Номер отпечатан в ООО «Юнион Принт», г. Нижний Новгород, Окский съезд, д. 2, тел.: (831) 416-01-68

Дата выхода ч.12.2018 г. Тираж 3000 экземпляров. Подписной индекс 70195 в Каталоге Агентства «Роспечать»

ЗДЕСЬ МОЖЕТ БЫТЬ ВАША СТАТЬЯ!

Журнал «Карантин растений. Наука и практика»

*приглашает авторов для публикации
своих научных работ*

Редакция журнала «Карантин растений. Наука и практика» 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 «Карантин растений. Наука и практика» 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 10-12 страниц – но не менее 5 (при одинарном интервале и размере шрифта 12). Оптимальный объем статьи: до 20 тыс. знаков (включая пробелы).

СТРУКТУРА ПРЕДОСТАВЛЯЕМОЙ СТАТЬИ*

1. Название статьи.
2. Имя, отчество, фамилия автора.
3. Место работы автора, должность, ученая степень, адрес электронной почты.
4. Аннотация (краткое точное изложение содержания статьи, включающее фактические сведения и выводы описываемой работы): около 7-8 строк (300-500 знаков с пробелами).
5. Ключевые слова (5-6 слов, словосочетаний), наиболее точно отображающие специфику статьи.
6. Материалы и методы.
7. Результаты и обсуждения.
8. Выводы и заключение.
9. Список литературы (т. е. список всей использованной литературы, ссылки на которую даются в самом тексте статьи): правила составления – ГОСТ Р 7.05-2008.
10. Иллюстративные материалы (фотографии, рисунки) допускаются хорошей контрастности, с разрешением не ниже 300 точек на дюйм (300 dpi), оригиналы прикладываются к статье отдельными файлами в формате tiff или jpeg (иллюстрации, не соответствующие требованиям, будут исключены из статей, поскольку достойное их воспроизведение типографским способом невозможно).
11. Рецензия на статью (доктор наук) и решение экспертной комиссии учреждения.

*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, размеры рисунка в см не больше размеров печатного поля страницы. Название таблицы – над таблицей; название рисунка/графика – под рисунком/графиком.

БОЛЕЕ ПОДРОБНЫЕ УСЛОВИЯ ПУБЛИКАЦИИ СТАТЕЙ ВЫ МОЖЕТЕ УЗНАТЬ В НАШЕЙ РЕДАКЦИИ:

Адрес: 105122, г. Москва, Щелковское шоссе, д. 13, офис 402

Контактное лицо: Зиновьева Светлана Георгиевна

Телефон: +7 967 294 90 61

СОДЕРЖАНИЕ CONTENT

Виды рода *Helianthus* L. в Едином перечне карантинных объектов Евразийского экономического союза

Д.Л. Белкин, зам. начальника Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР»
Ю.Ю. Кулакова, начальник научно-экспериментального отдела ФГБУ «ВНИИКР»

2

«Новогодние елки»

как угроза распространения вредных и патогенных лесных организмов
О.А. Кулинич, Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»)
А.Г. Шуковская, Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»)
Е.Н. Арбузова, Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»)
Н.И. Козырева, Институт проблем экологии и эволюции (ИПЭЭ РАН)

9

Особо опасные возбудители болезней косточковых культур рода *Candidatus Phytoplasma* spp.

Г.Н. Бондаренко, старший научный сотрудник – начальник Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР»
И.Г. Башкирова, агроном лаборатории анализа ГМО Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР»

18

Бактериозы – возбудители болезней зернобобовых культур и разработка методов их диагностики

Е.В. Каримова, старший научный сотрудник НМОФ ФГБУ «ВНИИКР»
И.М. Игнатьева, научный сотрудник лаборатории бактериологии ИЛЦ ФГБУ «ВНИИКР»

28

Неповирус кольцевой пятнистости малины *Raspberry ringspot virus* – новый карантинный организм, включенный в список ЕАЭС

Ю.Н. Приходько, ведущий научный сотрудник НМОФ ФГБУ «ВНИИКР»
К.О. Тихонова, научный сотрудник НМОФ ФГБУ «ВНИИКР»

41

Анализ возможностей формирования очагов карантинных объектов – филлоксеры и ценхруса длинноколочкового на территории Белгородской области

А.Н. Мирошников, ведущий энтофитопатолог отдела карантина растений ФГБУ «Белгородская МВЛ»
Л.П. Скотникова, начальник отдела карантина растений ФГБУ «Белгородская МВЛ»

52

Экспедиционные исследования вредителей южной части Корейского полуострова

И.О. Камаев, старший научный сотрудник научно-экспериментального отдела ФГБУ «ВНИИКР»
Г.С. Красовский, переводчик отдела фитосанитарных рисков и международного взаимодействия ФГБУ «ВНИИКР»

57

Species of the *Helianthus* L. Genus in the Common List of Quarantine Objects of the Eurasian Economic Union

D.L. Belkin, Deputy Head of the Testing Laboratory Center of FGBU “VNIIKR”
Y.Y. Kulakova, Head of the Research and Testing Department of FGBU “VNIIKR”

6

“Christmas trees”

as a Threat to the Spread of Pathogenic Forest Pests
O.A. Kulinich, All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIIKR”)
A.G. Shchukovskaya, All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIIKR”)
E.N. Arbuzova, All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIIKR”)
N.I. Kozyreva, Institute of Ecology and Evolution Russian Academy of Sciences, Moscow

14

Particularly Dangerous Pathogens of *Candidatus Phytoplasma* spp. Genus for Stone Fruit Crops

G.N. Bondarenko, Senior Researcher, Head of the Laboratory and Testing Center of FGBU “VNIIKR”
I.G. Bashkirova, Agronomist of the GMO Analysis Laboratory of the Laboratory and Testing Center of FGBU “VNIIKR”

23

Bacterial Disease Pathogens of Grain Legumes and Development of Methods for Their Diagnostics

E.V. Karimova, Senior Researcher of the RMPD of FGBU “VNIIKR”
I.M. Ignatyeva, Researcher of the Bacteriology Laboratory of the LTC of FGBU “VNIIKR”

34

Raspberry Ringspot Virus – New Quarantine Organism, Included in the EEU List

Y.N. Prikhodko, Leading Researcher of NMOF FGBU “VNIIKR”
K.O. Tikhonova, Researcher of NMOF FGBU “VNIIKR”

47

The Analysis of Outbreak Formation Possibilities of Quarantine Pests: *Phylloxera (Dactyloshpaira vitifoliae)* and Spiny Burr Grass (*Cenchrus longispinus*) in the Belgorod Region, Russia

A.N. Miroshnikov, Leading Entophytopatologist of the Plant Quarantine Department of FGBU “Belgorodskaya MVL”
L.P. Skotnikova, Head of Plant Quarantine Department of FGBU “Belgorodskaya MVL”

55

Expeditionary Studies of Pests in the Southern Part of the Korean Peninsula

I.O. Kamayev, Senior Researcher of the Research and Testing Department FGBU “VNIIKR”
G.S. Krasovsky, Translator of Phytosanitary Risk and International Cooperation Department FGBU “VNIIKR”

61

ВИДЫ РОДА *HELIANTHUS* L. В ЕДИННОМ ПЕРЕЧНЕ КАРАНТИННЫХ ОБЪЕКТОВ ЕВРАЗИЙСКОГО ЭКОНОМИЧЕСКОГО СОЮЗА

Д.Л. Белкин, зам. начальника Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР»
Ю.Ю. Кулакова, начальник научно-экспериментального отдела ФГБУ «ВНИИКР»

Аннотация. В статье приведены сведения о географическом распространении подсолнечника калифорнийского и подсолнечника реснитчатого, их краткое морфологическое описание и возможные пути распространения.

Ключевые слова. Карантин растений, *Helianthus* L., подсолнечник калифорнийский, подсолнечник реснитчатый, распространение, морфология, местообитания, вредоносность.

Helianthus L. или Подсолнечник, – сложный в таксономическом отношении род американского происхождения, относящийся к семейству Сложноцветные (Asteraceae Bercht. & J. Presl) и объединяющий, по разным оценкам, до 110 однолетних и многолетних видов (Анащенко, 1974; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011). В состав флоры России включают 8 видов рода Подсолнечник (Анащенко, 1974; Баркалов и др., 1992; Бочкин, 2003; Васильченко, 1959; Маевский, 2014; Майоров, 2004; Майоров и др., 2012; Протопопова, 1994; Скворцов, 1973; Сырейщиков, 1910; Терентьева, 2002; Ульянова, 1998), из которых наиболее распространенными являются *H. lenticularis* Douglas ex Lindl. (подсолнечник сорнополевой) и *H. tuberosus* L. (подсолнечник клубненосный).

Среди всех видов подсолнечников в мировом объеме встречаются как ценные культурные (*H. annuus* L., *H. tuberosus* L. и др.)



Рис. 1. Подсолнечник реснитчатый в цветении, апрель 2018 г. (фото В.Г. Кулакова)
Fig. 1. Texas blueweed in bloom, April 2018 (photo by V.G. Kulakov)



Рис. 2. Корневая система подсолнечника реснитчатого (фото В.Г. Кулакова)
 Fig. 2. Root system of the Texas blueweed (photo by V.G. Kulakov)

и декоративные (*H. argophyllus* Torr. et Gr., *H. atrorubens* L., *H. cucumerifolius* Torr. et Gr., *H. decapetalus* L. и др.), так и сорные растения (*H. lenticularis* Dougl. ex Lindl., *H. maximiliani* Schrad. и др.) (Анащенко, 1974; Abrams, Ferris, 1960; Hickman, 1993; Mason, 1957; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

В Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза (ЕАЭС) включены *Helianthus ciliaris* DC. (подсолнечник реснитчатый) и *Helianthus californicus* DC. (подсолнечник калифорнийский), которые отсутствуют на территории Российской Федерации (РФ) и Евразийского экономического союза.

Подсолнечник реснитчатый (*Helianthus ciliaris* DC.) – многолетнее травянистое растение (рис. 1), современный ареал которого охватывает юго-западные районы США (штаты Аризона, Калифорния, Колорадо, Иллинойс, Канзас, Небраска, Невада, Новая Мексика, Оклахома, Техас, Юта), Мексику (штаты Чиуауа, Коауила, Дуранго, Сан-Луис-Потоси,

Сонора, Тамаулипас) и отдельные районы Австралии (штаты Новый Южный Уэльс и Квинсленд), в которых является заносным сорным растением (Abrams, Ferris, 1960; Mason, 1957; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

Подсолнечник реснитчатый легко образует гибриды с другими видами, например с *Helianthus laciniatus*, что приводит к образованию полиплоидных клонов внутри общего ареала видов.

Подсолнечник реснитчатый имеет мощную корневую систему (рис. 2) и размножается преимущественно вегетативно (корневыми отпрысками из многочисленных подземных почек), образуя при этом плотные густые заросли (рис. 3). В морфологическом отношении вид имеет прямостоячие маловетвистые стебли от 30 до 70 см высотой, которые покрыты короткими жесткими волосками. Важным отличительным признаком является наличие ресничек по краю линейной или ланцетной сизовато-зеленой листовой пластинки. Как и все представители семейства Сложноцветные, вид имеет соцветие-корзинку, в котором форми-

руются желтые ложноязычковые и красноватые трубчатые цветки. Плоды – серовато-коричневые обратнаяцевидные семянки с продольно-бороздчатой и голой поверхностью. Окраска семян пестрая, с серебристым блеском (Анащенко, 1974; Волкова и др., 2007; Москаленко, 2001; Москаленко, Юдин, 1999; Савотиков, Сметник, 1996; Schilling, 2006; Schilling, Panero, 2011).

Подсолнечник реснитчатый предпочитает заселять территории с сухим и засушливым климатом, легкими песчаными и хорошо дренированными почвами, а также может произрастать на участках производства различных сельскохозяйственных культур (зерновые, овощные культуры), вдоль дорог (рис. 4), по свалкам и мусорным местам (Москаленко, 2001; Москаленко, Юдин, 1999; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

Вредоносность подсолнечника реснитчатого в родном ареале его произрастания проявляется в снижении урожайности сельскохозяйственных культур, выносе питательных веществ из почвы и ухудшении продуктивности паст-

бищ. Кроме того, при поедании его сельскохозяйственными животными может являться причиной отравления (Волкова и др., 2007; Москаленко, 2001; Москаленко, Юдин, 1999; Савотиков, Сметник, 1996; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

Распространение сорняка на дальние расстояния возможно в составе подкарантинной продукции (продовольственное зерно, семенной материал), однако в последние годы отсутствуют достоверные данные об обнаружении плодов именно этого вида (Москаленко, 2001; Москаленко, Юдин, 1999; Савотиков, Сметник, 1996).

Подсолнечник калифорнийский (*Helianthus californicus* DC.) – многолетнее травянистое растение (рис. 5). Вид является эндемиком Северной Америки, а его ареал охватывает США (штат Калифорния) и Мексику (штат Баха Калифорния) (Анащенко, 1974; Москаленко, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Hickman, 1993; Mason, 1957; Schilling, 2006; Schilling, Panero, 2011).

Подсолнечник калифорнийский размножается преимущественно вегетативно. Каждый год от материнского растения происходит отрастание новых молодых побегов, за счет которых подсолнечник калифорнийский образует большие густые заросли (рис. 6) (Москаленко, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Schilling, 2006; Schilling, Panero, 2011).

В морфологическом отношении вид имеет голые прямостоячие стебли от 100 до 350 см высотой с очередными ланцетовидными листьями до 20 см длиной и до 6 см шириной. Как и у всех представителей семейства Сложноцветные, на верхушке стебля располагаются соцветия-корзинки, в которых формируются язычковые и трубчатые цветки. Листочки обертки до 15 мм длиной и до 5 мм шириной, расширенные у основания, заостренные кверху, по краю реснитчатые, немного превышают диаметр диска корзинки (рис. 7). Плоды – серо-буро-черные семянки обратнойцевидной формы. Идентификация вида проводится по комплексу морфологических признаков строения листьев, цветков и листочков корзинки (Москаленко, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Hickman, 1993; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

Подсолнечник калифорнийский может заселять сухие каменистые местообитания, берега рек, болот

(рис. 6), леса, каньоны, предгорья и долины, способен произрастать на многих типах почв (Москаленко, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

В литературных источниках приводятся единичные сведения о засорении подсолнечником калифорнийским посевов сельскохозяйственных культур, пастбищ и виноградников (Москаленко, 2001; Москаленко, Юдин, 1999), однако детальный анализ этих данных позволяет считать ошибочным указание присутствия данного вида в приведенных ценозах, что противоречит данным о его экологических особенностях и, вероятно, имеет отношение к другому виду подсолнечника. Кроме того, имеются сведения о выявлении семян подсолнечника калифорнийского в продовольственной продукции пшеницы из Канады (Москаленко, 2001; Москаленко, Юдин, 1999). Однако ареал вида не охватывает указанную территорию, поэтому эти сведения также можно считать ошибочными.

Таким образом, при детальном изучении двух видов подсолнечников, которые включены в Перечень карантинных объектов ЕАЭС, авторами были сделаны следующие выводы.

Подсолнечник калифорнийский не является агрессивным сорным растением в своем существующем ареале и не встречается на участках производства сельскохозяйственной продукции в мировом масштабе, вероятность присутствия его плодов-семянков в грузах крайне низка. Данный вид не представляет фитосанитарного риска для территории Российской Федерации и Евразийского экономического союза. Поэтому предлагается пересмотреть его статус в качестве карантинного объекта ЕАЭС.

Подсолнечник реснитчатый является засорителем посевов различных культурных растений в своем родном ареале, существует вероятность присутствия его плодов в составе подкарантинной продукции, поступающей из США и Австралии. Однако в условиях современного товарооборота вероятность проникновения этого вида



Рис. 3. Заросли подсолнечника реснитчатого в штате Коауила (Мексика) (фото В.Г. Кулакова)

Fig. 3. Thickets of the Texas blueweed in the state of Coahuila (Mexico) (photo by V.G. Kulakov)

на территорию Российской Федерации и Евразийского экономического союза крайне низка. Тем не менее нельзя полностью исключить потенциальный фитосанитарный риск и возможный экономический ущерб в случае интродукции этого вида.

Литература

1. Анащенко А.В. К систематике рода *Helianthus* L. // Ботанический журнал, 1974. № 10. С. 1472-1481.

2. Баркалов В.Ю., Коробков А.А., Цвелев Н.Н. Род 2. Подсолнечник – *Helianthus* L. // Сосудистые растения советского Дальнего Востока. СПб.: Наука, 1992. Т. 6. С. 20-24.

3. Бочкин В.Д. Находки новых и редких адвентивных растений на железных дорогах Москвы // Проблемы изучения адвентивной и синантропной флоры в регионах СНГ. М.: Гриф и К°, 2003. С. 26-29.

4. Васильченко И.Т. Род 1510. Подсолнечник – *Helianthus* L. // Флора СССР. М.-Л.: Изд-во АН СССР, 1959. Т. XXV. С. 541-545.

5. Волкова Е.М., Данкверт С.А., Маслов М.И., Магомедов У.Ш. Атлас плодов и семян сорных и ядовитых растений, засоряющих подкарантинную продукцию. М.: Т-во науч. изд. КМК, 2007. С. 278.

6. Маевский П.Ф. Флора средней полосы Европейской части России. 11-е изд. М.: Т-во науч. изд. КМК, 2014. С. 373.

7. Майоров С.Р. Новые данные к адвентивной флоре Москвы и Московской области // Бюллетень МОИП, отд. биол., 2004. Т. 109. Вып. 3. С. 75-77.

8. Майоров С.Р., Бочкин В.Д., Насимович Ю.А., Щербаков А.В. Адвентивная флора Москвы и Московской области. М.: Т-во науч. изд. КМК, 2012. С. 282-283.

9. Москаленко Г.П. Карантинные сорные растения России. Пенза: ИПК «Пензенская правда», 2001. С. 212-220.

10. Москаленко Г.П., Юдин Б.И. Атлас семян и плодов сорных растений, встречающихся в подкарантинных грузах и материалах. М.: Т-во науч. изд. КМК, 1999. С. 240-246.

11. Протопопова В.В. Род 5. Подсолнечник – *Helianthus* L. // Флора Европейской части СССР. СПб.: Наука, 1994. Т. 7. С. 27-32.



Рис. 4. Фотосъемка подсолнечника реснитчатого в природе (фото Ю.Ю. Кулаковой)

Fig. 4. Photography of the Texas blueweed in nature (photo by Y.Y. Kulakova)

12. Савотиков Ю.Ф., Сметник А.И. Справочник по вредителям, болезням растений и сорнякам, имеющим карантинное значение для территории Российской Федерации. Нижний Новгород: Арника, 1996. С. 118-119.

13. Скворцов А.К. Новые данные об адвентивной флоре Московской области // Бюллетень ГБС РАН, 1973. Вып. 88. С. 31-35.

14. Сырейщиков Д.П. Иллюстрированная флора Московской губернии. М., 1910. Ч. 3. С. 255-257.

15. Терентьева Е. Подсолнечники: Немного истории // В мире растений, 2002. № 10. С. 28-35.

16. Ульянова Т.Н. Сорные растения во флоре России и других стран СНГ. СПб.: ВИР, 1998. 344 с.

17. Abrams L., Ferris R.S. Illustrated Flora of the Pacific States: Bignoniaceae to Sunflowers. Washington, Oregon, California. Stanford University Press, 1960. Vol. IV. P. 116.

18. Hickman J.C. The Jepson Manual: Higher Plants of California. University of California Press, Berkeley, 1993. P. 1-1400.

19. Mason H.L. Flora of the Marshes of California. University of California Press, 1957. P. 819-820.

20. Schilling E.E. *Helianthus* // Flora North America. Oxford University Press, New York, 2006. Vol. 21. P. 141-169.

21. Schilling E.E., Heiser C.B.J. Infrageneric classification of *Helianthus* (Compositae) // Taxon, 1981. Vol. 30. P. 393-403.

22. Schilling E.E., Panero J.L. A revised classification of subtribe Helianthinae (Asteraceae: Heliantheae). II. Derived lineages // Botanical Journal of the Linnean Society, 2011. Vol. 167. P. 311-331.

23. [Электронный ресурс]. URL: https://calphotos.berkeley.edu/cgi/img_query?query_src=ucjeps&enlarge=0000+0000+1009+2278 (дата обращения: 10.09.2018).

24. [Электронный ресурс]. URL: <https://api.gbif.org/v1/image/unsafe/https%3A%2F%2Fstatic.inaturalist.org%2Fphotos%2F17158056%2Foriginal.jpg%3F1525158696> (дата обращения: 10.09.2018).

SPECIES OF THE *HELIANTHUS* L. GENUS IN THE COMMON LIST OF QUARANTINE OBJECTS OF THE EURASIAN ECONOMIC UNION

D.L. Belkin, Deputy Head of the Testing Laboratory Center of FGBU "VNIKR"

Y.Y. Kulakova, Head of the Research and Testing Department of FGBU "VNIKR"

Abstract. *The article provides information about the geographical distribution of the California sunflower and the Texas blueweed, their brief morphological description and possible ways of distribution.*

Keywords. *Plant quarantine, Helianthus L., California sunflower, Texas blueweed, distribution, morphology, habitat, harmfulness.*

Helianthus L. is a taxonomically complex genus of American origin, belonging to the Asteraceae Bercht. & J. Presl family and combining, according to various estimates, up to 110 annual and perennial species (Anashchenko, 1974; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011). The Russian flora comprises 8 species of the *Helianthus* genus (Anashchenko, 1974; Barkalov et al., 1992; Bochkin, 2003; Vasilchenko, 1959; Mayevsky, 2014; Mayorov, 2004; Mayorov et al., 2012; Protopopova, 1994; Skvortsov, 1973; Syreischikov, 1910; Terentyeva, 2002; Uyanova, 1998), of which the most common are *H. lenticularis* Douglas ex. Lindl. and *H. tuberosus* L. (the Canada potato).

Some of the sunflower species in the world are valuable cultural (*H. annuus* L., *H. tuberosus* L. etc.) and ornamental ones (*H. argophyllus* Torr. et Gr., *H. atrorubens* L., *H. cucumerifolius* Torr. et Gr., *H. decapetalus* L. etc.), as well as weeds (*H. lenticularis* Dougl. ex Lindl., *H. maximiliani* Schrad. и др.) (Anashchenko, 1974; Abrams, Ferris, 1960; Hickman, 1993; Mason, 1957; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).



Fig. 5. *General view of the California sunflower (<https://calphotos.berkeley...>)*
Рис. 5. *Общий вид подсолнечника калифорнийского (<https://calphotos.berkeley...>)*



Fig. 6. Thickets of the California sunflower (<https://api.gbif.org...>)
 Рис. 6. Заросли подсолнечника калифорнийского (<https://api.gbif.org...>)

The Common List of Quarantine Objects of the Eurasian Economic Union (EEU) comprises *Helianthus ciliaris* DC. (the Texas blueweed) and *Helianthus californicus* DC. (the California sunflower), which are absent in the territory of the Russian Federation and the Eurasian Economic Union.

The Texas blueweed (*Helianthus ciliaris* DC.) is a perennial herbaceous plant (Fig. 1), the areal of which covers the south-west territories of the USA (Arizona, California, Colorado, Illinois, Kansas, Nebraska, Nevada, New Mexico, Oklahoma, Texas, Utah), Mexico (Chihuahua, Coahuila, Durango, San Luis Potosi, Sonora, Tamaulipas) and parts of Australia (New South Wales and Queensland), where it is an invasive weed plant (Abrams, Ferris, 1960; Mason, 1957; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

The Texas blueweed easily forms hybrids with other species, such as *Helianthus laciniatus*, which leads to the formation of polyploid clones within the general habitat of species.

The Texas blueweed has a strong root system (Fig. 2) and propagates mainly vegetatively (by root offsprings of numerous underground buds), forming dense thickets (Fig. 3). In terms of morphology, the species has upright, subramose stems from 30 to 70 cm tall, covered with short, stiff hairs. An important distinguishing feature is the presence of hairs on the edge of a linear or lanceolate bluish-green lamina. Like all members of the Asteraceae family, the species has a capitula, where yellow ray florets with false

ligules and reddish disk florets. Fruits are grayish-brown obovate achenes with longitudinally furrowed and bare surface. The color of achenes is motley, with silvery luster (Anashchenko, 1974; Volkova et al., 2007; Moskalenko, 2001; Moskalenko, Yudin, 1999; Savotikov, Smetnik, 1996; Schilling, 2006; Schilling, Panero, 2011).

The Texas blueweed preferably inhabits areas with a dry and arid climate, light sandy and well-drained soils, and can also grow in areas of production of various crops (grains, vegetables), along the roads (Fig. 4), on dumps and garbage places (Moskalenko, 2001; Moskalenko, Yudin, 1999; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

The harmfulness of the Texas blueweed in its native habitat is manifested in the reduction of crop yields, the removal of nutrients from the soil and the deterioration of pasture productivity. Moreover, when eaten by farm animals it may cause of poisoning (Volkova et al., 2007; Moskalenko, 2001; Moskalenko, Yudin, 1999; Savotikov, Smetnik, 1996; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

The spread of the weed over long distances is possible with regulated products (food grains, seed), however, there is no reliable data on the detections of the fruit of this species in recent years (Moskalenko, 2001; Moskalenko, Yudin, 1999; Savotikov, Smetnik, 1996).

The California sunflower (*Helianthus californicus* DC.) is a perennial herbaceous plant (Fig. 5). The species is endemic to North America and its habitat

covers the United States (California) and Mexico (Baja California) (Anashchenko, 1974; Moskalenko, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Hickman, 1993; Mason, 1957; Schilling, 2006; Schilling, Panero, 2011).

The California sunflower is propagated mainly vegetatively. Every year new young shoots grow from the parent plant, which the sunflower form large dense thickets (Fig. 6) (Moskalenko, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Schilling, 2006; Schilling, Panero, 2011).

The species has bare upright stems from 100 to 350 cm tall with regular lanceolate leaves up to 20 cm long and up to 6 cm wide. Like all members of the Asteraceae family, at the top of the stem are capitula, where ray and disk flowers are formed. The phyllaries are up to 15 mm long and up to 5 mm wide, extended at the base, pointed upwards, ciliated along the edge, slightly exceed the diameter of the capitula (Fig. 7). The fruits are gray-brown-black obovate achenes. Identification of the species is carried out by a complex of morphological features of the structure of leaves, flowers and leaves of the capitula (Moskalenko, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Hickman, 1993; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

The California sunflower can grow on dry rocky habitats, river banks, swamps (Fig. 6), forests, canyons, foothills and valleys, able to grow on many types of soils (Moskalenko, 2001; Abrams, Ferris, 1960; Schilling, 2006; Schilling, Heiser, 1981; Schilling, Panero, 2011).

In the literature, there are few data on the contamination of agricultural crops, pastures and vineyards with the California sunflower (Moskalenko, 2001; Moskalenko, Yudin, 1999), but a detailed analysis of these data makes it possible to consider the indication of the presence of this species in the given cenoses erroneous, which contradicts the data on its environmental features and probably relates to another *Helianthus* species. In addition, there are data on the detection of the California sunflower achenes in wheat food products from Canada (Moskalenko, 2001; Moskalenko, Yudin, 1999). However, the habitat of the species does not cover the specified territory, therefore this information can also be considered erroneous.

Thus, in a detailed study of two *Helianthus* species, which are included in the Common List of Quarantine Objects of the EEU, the authors made the following conclusions.

The California sunflower is not an aggressive weed plant in its existing habitat and is absent in the areas of agricultural production on a global scale, the probability of the presence of its achenes in the plant products is extremely low. This species does not pose a pest risk to the territory of the Russian Federation and the Eurasian Economic Union. Therefore, it is proposed to revise its status as a quarantine object of the EEU.

The Texas blueweed is a weed of crops of different cultivated plants in their native habitat, there is a possibility of the presence of its fruits in regulated products imported from the United States and Australia. However, in the conditions of modern trade turnover, the probability of introduction of this species into the territory of the Russian Federation and the Eurasian Economic Union is extremely low. Nevertheless, the potential pest risk and possible economic damage in the case of introduction of this species cannot be completely excluded.

References

1. Anashchenko A.V. To the taxonomy of the *Helianthus* L. genus // Botanical Magazine, 1974. № 10. P. 1472-1481.
2. Barkalov V.Y., Korobkov A.A., Tsvelev N.N. Genus 2. Sunflower – *Helianthus* L. / Vascular plants of the Soviet Far East. SPb.: Science, 1992. Vol. 6. P. 20-24.
3. Bochkin V.D. Findings of new and rare adventive plants on the railways of Moscow // Problems of studying adventive and synanthropic flora in the CIS regions. M.: Grif i K°, 2003. P. 26-29.
4. Vasilchenko I.T. Genus 1510. Sunflower – *Helianthus* L. // Flora of the USSR. M.-L.: Publishing house of the USSR Academy of Sciences, 1959. Vol. XXV. P. 541-545.
5. Volkova E.M., Dankvert S.A., Maslov M.I., Magomedov U.S. Atlas of fruits and seeds of weeds and poisonous plants, contaminating regulated products. M.: KMK Scientific Publishing Partnership, 2007. P. 278.
6. Mayevsky P.F. Flora of the middle zone of the European part of Russia.



Fig. 7. Inflorescence of the California sunflower (<https://calphotos.berkeley...>)

Рис. 7. Соцветие подсолнечника калифорнийского (<https://calphotos.berkeley...>)

11th ed. M.: KMK Scientific Publishing Partnership, 2014. P. 373.

7. Mayorov S.R. New data to the adventive flora of Moscow and Moscow region // Bulletin of the MSN, Biol. Dep., 2004. Vol. 109. Issue 3. P. 75-77.

8. Mayorov S.R., Bochkin V.D., Nasilovich Y.A., Shcherbakov A.V. Adventive flora of Moscow and Moscow region. M.: KMK Scientific Publishing Partnership, 2012. P. 282-283.

9. Moskalenko G.P. Quarantine weed plants of Russia. Penza: Penzenskaya Pravda PPC, 2001. P. 212-220.

10. Moskalenko G.P., Yudin B.I. Atlas of seeds and fruits of weed plants found in quarantined cargoes and materials. M.: KMK Scientific Publishing Partnership, 1999. P. 240-246.

11. Protopopova V.V. Genus 5. Sunflower – *Helianthus* L. // Flora of the European part of the USSR. SPb.: Science, 1994. Vol. 7. P. 27-32.

12. Savotikov Y.F., Smetnik A.I. The reference book on pests, plant diseases and weed plants of quarantine importance for the territory of the Russian Federation. Nizhny Novgorod: Arnika, 1996. P. 118-119.

13. Skvortsov A.K. New data on the adventive flora of the Moscow region // Bulletin of the MBG RAS, 1973. Issue 88. P. 31-35.

14. Syreishchikov D.P. Illustrated flora of the Moscow province. M., 1910. P. 3. P. 255-257.

15. Terentyeva E. Sunflowers: A little history // In a World of Plants, 2002. № 10. P. 28-35.

16. Ulyanova T.N. Weeds in the flora of Russia and other CIS countries. SPb.: VIR, 1998. 344 p.

17. Abrams L., Ferris R.S. Illustrated Flora of the Pacific States: Bignonias to Sunflowers. Washington, Oregon, California. Stanford University Press, 1960. Vol. IV. P. 116.

18. Hickman J.C. The Jepson Manual: Higher Plants of California. University of California Press, Berkeley, 1993. P. 1-1400.

19. Mason H.L. Flora of the Marshes of California. University of California Press, 1957. P. 819-820.

20. Schilling E.E. *Helianthus* // Flora North America. Oxford University Press, New York, 2006. Vol. 21. P. 141-169.

21. Schilling E.E., Heiser C.B.J. Infrageneric classification of *Helianthus* (Compositae) // Taxon, 1981. Vol. 30. P. 393-403.

22. Schilling E.E., Panero J.L. A revised classification of subtribe Helianthinae (Asteraceae: Heliantheae). II. Derived lineages // Botanical Journal of the Linnean Society, 2011. Vol. 167. P. 311-331.

23. [Electronic resource]. URL: https://calphotos.berkeley.edu/cgi/img_query?query_src=ucjeps&enlarge=0000+0000+1009+2278 (reference date: 10.09.2018).

24. [Electronic resource]. URL: <https://api.gbif.org/v1/image/unsafe/https%3A%2F%2Fstatic.inaturalist.org%2Fphotos%2F17158056%2Foriginal.jpg%3F1525158696> (reference date: 10.09.2018).

«НОВОГОДНИЕ ЕЛКИ» КАК УГРОЗА РАСПРОСТРАНЕНИЯ ВРЕДНЫХ И ПАТОГЕННЫХ ЛЕСНЫХ ОРГАНИЗМОВ

О.А. Кулинич, Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»)

А.Г. Щуковская, Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»)

Е.Н. Арбузова, Всероссийский центр карантина растений (ФГБУ «ВНИИКР»)

Н.И. Козырева, Институт проблем экологии и эволюции (ИПЭЭ РАН)

Аннотация. Представлен краткий анализ возможного заноса различных карантинных вредных организмов с «рождественскими деревьями» и свежесрезанными ветками хвойных пород. Приведен перечень карантинных вредных организмов (насекомых, нематод, фитопатогенных грибов), которые могут быть занесены с анализируемой продукцией на территорию Российской Федерации из различных стран мира.

Ключевые слова. «Рождественские деревья», свежесрезанные ветки хвойных пород, занос, карантинные вредные организмы, вредители, сосновая стволовая нематода, возбудители грибных болезней, интродукция, ущерб, Россия, РФ.

Традиционным новогодним украшением каждого дома являются новогодние елки, также известные как «рождественские деревья», и свежесрезанные ветки хвойных пород, ис-

пользуемые как основной материал в флористическом новогоднем и рождественском декоре.

Однако нарядные хвойные деревья и их срезанные ветки являются не только источником праздничного настроения, но и потенциальной угрозой заноса различных вредных организмов, которые могут представлять угрозу как для здоровья человека, так и для окружающей среды, особенно если эти рождественские деревья были завезены издалека.

В предновогодний период Интернет пестрит предложениями о поставке презентабельных «новогодних елей» из-за рубежа. В данной статье представлен краткий анализ возможности заноса карантинных вредных организмов с новогодней продукцией и степени угрозы для хвойных насаждений на территории РФ.

По данным Федеральной таможенной службы, за три последних года

(2015-2017 гг.) продукция по коду ТН ВЭД 0604202000 «рождественские деревья, свежие» была экспортирована в Российскую Федерацию из 13 стран мира (<http://stat.customs.ru>). Это Беларусь, Бельгия, Канада, США, Дания, Испания, Латвия, Нидерланды, Польша, Германия, Италия, Армения, Эстония (рис. 1).

Наибольший объем поставок «рождественских деревьев» из-за рубежа приходится на Данию и Польшу (соответственно 905,2 и 928,8 т), максимум этих поставок приходится на 2016 год. В 2017 году произошло существенное снижение объема импорта «рождественских деревьев» из этих стран и увеличился объем поставляемой продукции из Республики Беларусь. Существенно обновился в 2017 году перечень стран – экспортеров «рождественских деревьев». В 2017 году появились новые страны-экспортеры – Эстония и Армения. Следует отметить, что если поставки «рождественских деревьев»,

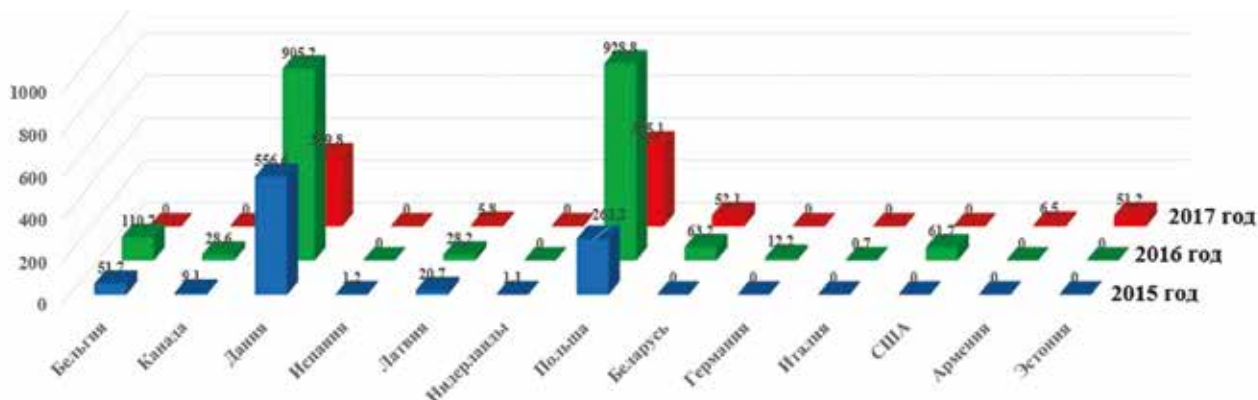


Рис.1. Импорт продукции «рождественские деревья» в Российскую Федерацию (2015-2017 гг.) (<http://stat.customs.ru>)

Fig. 1. Import of products "Christmas trees" to the Russian Federation (2015-2017) (<http://stat.customs.ru>)

хотя и в ограниченном объеме, в 2015-2016 гг. осуществлялись даже из Северной Америки (Канады и США), то в 2017 году импорта данной продукции из этих стран не было. Возможно, это связано с новыми фитосанитарными требованиями ЕАЭС, которые вступили в силу в июле 2017 года. Согласно этим требованиям, импорт посадочного материала хвойных пород, включая срезанные ветки и рождественские деревья, запрещен ввиду фитосанитарной угрозы для хвойных насаждений Российской Федерации.

В отличие от рождественских деревьев, свежие ветки хвойных пород импортируются из гораздо большего числа стран. По данным Федеральной таможенной службы, за три последних года (2015-2017 гг.) в Российскую Федерацию продукция по коду ТН ВЭД 0604204000 «ветки хвойных деревьев, свежие» была поставлена из 22 стран мира (<http://stat.customs.ru>). Крупнейшими странами-поставщиками были Польша, Дания, Беларусь, Италия, Германия (рис. 2).

В 2015 году «ветки хвойных деревьев» на территорию РФ были поставлены из 12 стран мира – не только из Европы, но и из Южной Америки.

Как и в случае с «рождественскими деревьями», основными экспортёрами веток хвойных пород являются Польша, Дания, Германия. За три указанных года наибольший объем поставок приходился на 2016 год. В 2017 году наблюдалось снижение количества поставляемой продукции, однако и в этом году в число основных стран-поставщиков входили Польша (187,1 т), Италия (115 т), Германия (110,9 т), Дания (91,6 т), Испания (22,2 т). Поставки веток хвойных, хоть и в минимальном количестве, были осуществлены также из США.

Ниже проведена оценка фитосанитарного риска при возможном заносе на территорию РФ вредных организмов с рождественскими деревьями и ветками хвойных пород из различных стран мира.

Наибольший фитосанитарный риск представляет продукция «рождественские деревья» и «срезанные ветки хвойных пород», ввезенная из **Северной Америки (США и Канада)**. С американскими живыми (срубленными) елями, соснами и пихтами в Россию могут быть завезены вредители, входящие в Перечень карантинных организмов, отсутствующих на

территории РФ и Евразийского экономического союза (ЕАЭС). Среди насекомых это несколько видов листоверток родов *Choristoneura* и *Acleris*. В зимнее время они могут присутствовать в стадии яиц на ветках дерева. Жуки-короеды могут скрываться под корой веток и ствола хвойных деревьев. Это лубоеды рода *Dendroctonus* и несколько видов короедов, относящихся к роду *Ips*. Особую опасность представляют жуки рода *Dendroctonus*, наносящие большой вред лесным хвойным массивам в Канаде и США и, согласно анализу фитосанитарного риска, представляющие наибольшую угрозу хвойным насаждениям в РФ.

Сосновая стволовая нематода *Bursaphelenchus xylophilus* относится к числу наиболее патогенных видов организмов, широко распространенных на североамериканском континенте. Местные хвойные породы устойчивы к данному патогену, а вот большинство европейских и азиатских хвойных восприимчивы к нему. В случае заражения восприимчивого растения-хозяина гибель дерева может произойти в течение одного сезона. Нематоды отлично выживают в стволе, ветках дерева, коре и просто в древесине и при благоприятных условиях (в случае контакта зараженного и незараженного материала) могут самостоятельно перемещаться из зараженной древесины в здоровые деревья (Sousa, 2011).

К числу патогенов, которые могут присутствовать на ветках рождественских деревьев, следует отнести возбудителей следующих грибных болезней: рака (ожога) стволов и ветвей сосны (*Atropellis piniphila*, *A. pinicola*), который в зимнее время сохраняется в апотециях на стволе и ветках или в виде мицелия под корой веток и ствола; коричневого пятнистого ожога хвой сосны *Lecanosticta acicola* (*Mycosphaerella dearnessii*) – патоген перезимовывает в виде пучков спорогенного мицелия в стромах (группа пикнид) на отмершей хвое и ветках; веретеноподобной ржавчины сосны (*Cronartium fusiforme*) и западной галлоподобной ржавчины сосны (*Endocronartium harknessii*) – в зимнее время патоген сохраняется в виде галлов на стволе и ветках сосен; желтой кольцевой гнили хвойных пород *Coniferiporia weirii* (*Phellinus weirii*); ржавчины хвой ели *Chrysomyxa arctostaphyli*. Данные грибные патогены, так же как и сосновая стволовая нематода *B. xylophilus*, распространены

в Северной Америке и входят в перечень карантинных организмов многих стран мира.

Как показывает таможенная статистика, «рождественские деревья» и срезанные ветки не импортируются в Россию из стран Азии, однако ниже мы также провели оценку фитосанитарного риска при возможном заносе опасных организмов из ближайших азиатских стран.

Из стран Восточной Азии (Китай, Кореи и Японии) с посадочным материалом и «рождественскими деревьями», включая срезанные ветки, также могут быть завезены: сосновая стволовая нематода *B. xylophilus*, можжевеликовый паутинный клещ *Oligonychus perditus* (может находиться на хвое новогодних деревьев); возбудитель коричневого ожога хвой сосны *Mycosphaerella gibsonii* (в зимнее время в виде стром на отмершей хвое пораженных веток); возбудитель коричневого пятнистого ожога хвой *L. acicola*.

Наибольшие поставки продукции «рождественские деревья» и «срезанные ветки» в РФ осуществляются из европейских стран. В целом фауна вредителей и возбудителей болезней в европейской части России и в Европе сходна. Однако ряд вредоносных организмов, которые уже проникли в Европу из Америки и наносят значительный ущерб лесонасаждениям, пока отсутствует на территории России. Все они могут быть завезены с данным видом продукции в зимнее время. Это опять же сосновая стволовая нематода *B. xylophilus*, которая может быть завезена с хвойными деревьями или ветками из Португалии или Испании; возбудитель коричневого пятнистого ожога хвой *L. acicola*, вызывающий заболевание, широко распространенное в странах Евросоюза (Австрии, Хорватии, Словении, Чехии, Франции, Германии, Швейцарии, Латвии и Литве). Предполагаемый ущерб при интродукции этих организмов на территорию РФ оценивается в десятки миллиардов долларов.

Ввозимая в страну продукция проходит фитосанитарную экспертизу со стороны НОКЗР, в России ее осуществляет Россельхознадзор. Инспектор визуально проверяет «рождественские деревья» и «срезанные ветки» на наличие вредителей или болезней. Однако далеко не всегда их можно выявить при визуальном осмотре и даже при лабораторной экспертизе, особенно на

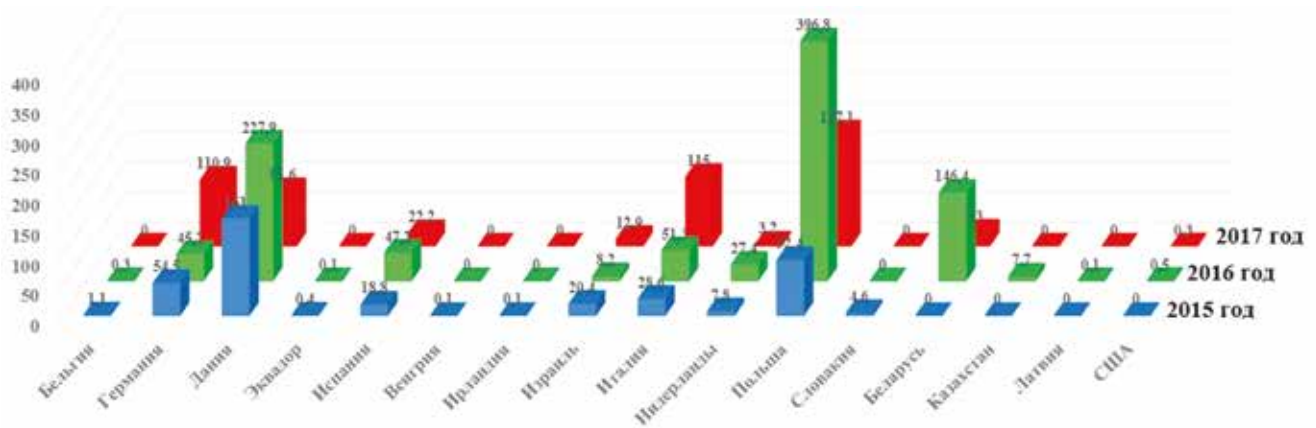


Рис. 2. Импорт продукции «ветки хвойных пород, свежие» в Российскую Федерацию (2015-2017 гг.) (<http://stat.customs.ru>)
 Fig. 2. Import of production "branches of coniferous species, fresh" to the Russian Federation (2015-2017) (<http://stat.customs.ru>)

первичной стадии заражения продукции. В связи с этим в международной практике существуют определенные фитосанитарные принципы: запрет ввоза продукции, которая может содержать карантинные организмы, из стран или районов распространения этих организмов (Кулинич, 2018; Руководство по применению фитосанитарных стандартов в лесном хозяйстве, 2011; ISPM 15, 2013). Стандарт ЕОКЗР РМ 8/2 (1) рекомендует ввести запрет на ввоз живых рождественских деревьев и срезанных веток из стран распространения карантинных организмов. Следуя этой рекомендации, Директива Европейского союза (Директива 29/2000 ЕС) ввела запрет на ввоз живых рождественских деревьев и срезанных веток из стран Северной Америки, где распространены вредители и возбудители болезней, которые перечислены выше. В фитосанитарных требованиях ЕАЭК, которые вступили в силу с 1 июля 2017 года, также прописаны аналогичные условия: запрет ввоза живых веток и рождественских деревьев из стран, в которых распространены перечисленные выше карантинные организмы.

Риск заноса и интродукции вредных организмов с рождественскими деревьями и срезанными ветками хвойных пород не столь велик, как для посадочного материала, т.к. данная продукция поступает в зимнее время и предполагается ее дальнейшая утилизация, но риск присутствует. Авторы статьи не нашли в официальных информационных базах данных фактов регистрации сотрудниками НОКЗР различных стран карантинных организмов в живых ветках и рождественских деревьях, однако мы ежегодно сталкиваемся с фактами заноса с новогодними ел-

ками различных видов насекомых, которые при попадании в домашнее тепло начинают бурно развиваться (EPPO Reporting Service, 2014-2017; INTERNET EUROPHYT). Ежегодно в прессе публикуются сведения об обнаружении на новогодних деревьях насекомых, которые затем расползаются по квартире. Так, в канун 2018 года упоминались случаи обнаружения москвичами насекомых на рождественских пихтах, импортированных из Польши и Дании (<http://so-l.ru/news/>).

Не исключен риск заноса насекомых или иных вредных организмов и на продукции из Северной Америки. Правда, в последнем случае степень ущерба будет многократно выше.

В большинстве случаев использованные рождественские деревья и ветки складываются около мусорных баков и часто остаются там до весны, тем самым создавая потенциальный источник угрозы перехода жизнеспособных вредных организмов на декоративные зеленые насаждения рекреационных территорий.

В ряде случаев садоводы-любители высаживают на дачных участках живые рождественские деревья, приобретенные с корневой системой в контейнерах, тем самым подвергая риску возможного заселения инвазивными вредителями и патогенами хвойных насаждений как растения на собственном дачном участке, так и ближайшие лесонасаждения.

Оптимальный вариант снижения угрозы возможного распространения опасных вредных организмов – это своевременная утилизация источника угрозы путем сжигания или другими эффективными методами.

Необходимо помнить, что весь «новогодний природный материал», включающий в себя «рождественские деревья» и срезанные ветки, является продукцией фитосанитарного риска, которая подлежит обязательной проверке и сертификации и не может находиться в бесконтрольном обороте.

Литература

1. Кулинич О.А., Щуковская А.Г., Арбузова Е.Н., Козырева Н.И. Возможный занос карантинных организмов с древесными упаковочными материалами // Карантин растений. Наука и практика, 2018. № 2 (24). С. 12-16.
2. Руководство по применению фитосанитарных стандартов в лесном хозяйстве. ФАО, Рим, 2011. 117 с.
3. EPPO Reporting Service, 2014-2017, Paris. INTERNET EUROPHYT. Annual and monthly reports of interceptions of harmful organisms in imported plants and other objects. http://ec.europa.eu/food/plant/plant_health_biosecurity/europhyt/interceptions/index_en.htm.
4. ISPM 15. Regulation of wood packaging material in international trade. FAO, Rome, 2013.
5. Sousa E., Naves P., Bonifacio L., Henriques J., Inacio M.L., Evans H. Assessing risks of pine wood nematode *Bursaphelenchus xylophilus* transfer between wood packing by simulating assembled pallets in service // Bulletin OEPP/EPPO Bulletin, 2011. № 41. P. 423-431.
6. [Электронный ресурс]. Режим доступа: http://so-l.ru/news/y/2018_01_09_novogodnie_syurprizi (дата обращения: 10.11.2017).
7. [Электронный ресурс]. Режим доступа: <http://stat.customs.ru> (дата обращения: 15.12.2017).

Распространение в различных странах мира карантинных вредных организмов, связанных с продукцией «рождественские деревья и «свежесрезанные ветви хвойных пород»

Страна распространения	Растение-хозяин	Карантинный вредный организм
Канада, США	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), можжевельник (<i>Juniperus</i>), лиственница (<i>Larix</i>), сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Choristoneura fumiferana</i> (Clemens) Еловая листовертка-почкоед
Канада, США	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>)	<i>Choristoneura freemani</i> Razowski Западная хвоевертка
Канада, США	Пихта (<i>Abies</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), ель (<i>Picea</i>)	<i>Acleris gloverana</i> (Walsingham) Западная черноголовая листовертка-почкоед
Канада, США	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>)	<i>Acleris variana</i> (Fernald) Восточная черноголовая листовертка
Канада, США	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Dendroctonus brevicomis</i> LeConte Западный сосновый лубоед
		<i>Dendroctonus ponderosae</i> Hopkins Горный сосновый лубоед
		<i>Dendroctonus valens</i> (LeConte) Рыжий сосновый лубоед
		<i>Ips calligraphus</i> (Germar) Восточный шестизубчатый короед
		<i>Ips grandicollis</i> (Eichhoff) Восточный пятизубчатый короед
		<i>Ips pini</i> (Say) Орегонский сосновый короед
		<i>Ips plastographus</i> (LeConte) Калифорнийский короед
Канада, США, Мексика	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), кедр (<i>Cedrus</i>), лиственница (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Сосновая стволовая нематода
Канада, США	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Atropellis pinicola</i> Zeller & Goodding Рак (ожог) стволов и ветвей сосны
		<i>Atropellis piniphila</i> (Weir) Lohmann & Cash Рак (ожог) стволов и ветвей сосны
		<i>Lecanosticta acicola</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Коричневый пятнистый ожог хвои сосны
		<i>Endocronartium harknessii</i> E. Meinecke Западная галлоподобная ржавчина сосны
США	Сосна (<i>Pinus</i>), дуб (<i>Quercus</i>), каштан (<i>Castanea</i>)	<i>Cronartium fusiforme</i> Cummins Веретеноподобная ржавчина сосны
Канада, США	Ель (<i>Picea</i>), толокнянка обыкновенная (<i>Arctostaphylos uva-ursi</i>)	<i>Chrysomyxa arctostaphyli</i> Dietel Ржавчина хвои ели
Канада, США	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), туя (<i>Thuja</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>)	<i>Coniferiporia weirii</i> (<i>Phellinus weirii</i>) (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai Желтая кольцевая гниль хвойных
Канада, США	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>)	<i>Neonectria neomacrospora</i> (C. Booth & Samuels) Mantiri & Samuels Рак бальзамической пихты
Гватемала, Гондурас, Мексика, Никарагуа	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Dendroctonus valens</i> (LeConte) Рыжий сосновый лубоед
Куба, Доминиканская Республика, Гватемала, Гаити, Ямайка, Мексика, Никарагуа	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Ips calligraphus</i> (Germar) Восточный шестизубчатый короед
Куба, Доминиканская Республика, Гватемала, Ямайка, Мексика, Никарагуа, Гондурас	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Ips grandicollis</i> (Eichhoff) Восточный пятизубчатый короед

Страна распространения	Растение-хозяин	Карантинный вредный организм
Колумбия, Коста-Рика, Куба, Гватемала, Гондурас, Ямайка, Мексика, Никарагуа	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicola</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Коричневый пятнистый ожог хвои сосны
Португалия	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), кедр (<i>Cedrus</i>), лиственница (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Сосновая стволовая нематода
Австрия, Хорватия, Чехия, Франция, Грузия, Германия, Италия, Латвия, Литва, Словения, Швейцария	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicola</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Коричневый пятнистый ожог хвои сосны
Бельгия, Дания, Норвегия, Швеция, Великобритания	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>)	<i>Neonectria neomacrospora</i> (C. Booth & Samuels) Mantiri & Samuels Рак бальзамической пихты
Филиппины	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Ips calligraphus</i> (Germar) Восточный шестизубчатый короед
Китай	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Dendroctonus valens</i> (LeConte) Рыжий сосновый лубоед
Китай	Можжевельник (<i>Juniperus</i>)	<i>Oligonychus perditus</i> Pritchard & Baker Можжевельниковый паутинный клещ
Китай	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), кедр (<i>Cedrus</i>), лиственница (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Сосновая стволовая нематода
Китай	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicola</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Коричневый пятнистый ожог хвои сосны
Китай	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), туя (<i>Thuja</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>)	<i>Coniferiporia weirii</i> (<i>Phellinus weirii</i>) (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai Желтая кольцевая гниль хвойных
Китай	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>)	<i>Neonectria neomacrospora</i> (C. Booth & Samuels) Mantiri & Samuels Рак бальзамической пихты
Корея	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), кедр (<i>Cedrus</i>), лиственница (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Сосновая стволовая нематода
Корея	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicola</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Коричневый пятнистый ожог хвои сосны
Тайвань	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), кедр (<i>Cedrus</i>), лиственница (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Сосновая стволовая нематода
Япония	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>), кедр (<i>Cedrus</i>), лиственница (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Сосновая стволовая нематода
Япония	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicola</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Коричневый пятнистый ожог хвои сосны
Япония	Пихта (<i>Abies</i>), ель (<i>Picea</i>), сосна (<i>Pinus</i>), псевдотсуга (<i>Pseudotsuga</i>), туя (<i>Thuja</i>), тсуга (<i>Tsuga</i>)	<i>Coniferiporia weirii</i> (<i>Phellinus weirii</i>) (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai Желтая кольцевая гниль хвойных
Австралия	Сосна (<i>Pinus</i>)	<i>Ips grandicollis</i> (Eichhoff) Восточный пятизубчатый короед

“CHRISTMAS TREES” AS A THREAT TO THE SPREAD OF PATHOGENIC FOREST PESTS

O.A. Kulinich, All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIKR”)

A.G. Shchukovskaya, All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIKR”)

E.N. Arbuzova, All-Russian Plant Quarantine Center (FGBU “VNIKR”)

N.I. Kozyreva, Institute of Ecology and Evolution Russian Academy of Sciences, Moscow

Abstract. A brief analysis of possible introduction of various quarantine pests with Christmas trees and freshly cut coniferous branches is presented. The list of quarantine pests (insects, nematodes, phytopathogenic fungi), which can enter the territory of the Russian Federation with the analyzed products from different countries of the world, is given.

Keywords. Christmas trees, freshly cut coniferous branches, entry, quarantine pests, pests, pine stem nematode, fungal pathogens, introduction, damage, Russia, RF.

The traditional Christmas decorations of each house are “Christmas trees” and fresh cut branches of conifers, used as the main material in the floral Christmas and new year decor.

However, decorated conifers and cut branches are not only a source of festive mood, but also a potential threat of introduction of various pests that can be harmful to both human health and the environment, especially if these Christmas trees were imported from afar.

In the new year period, the Internet is full of proposals for the supply of presentable “Christmas trees” from abroad. This article presents a brief analysis of the possible introduction of quarantine pests with new year products and the degree of threat to softwood in the territory of the Russian Federation.

According to the Federal customs service, over the last three years (2015-2017) products under the FEACN code 0604202000 “Christmas trees, fresh” were exported to the Russian Federation from 13 countries (<http://stat.customs.ru>). These are Belarus, Belgium, Canada, USA, Denmark, Spain, Latvia, Netherlands, Poland, Germany, Italy, Armenia, Estonia (Fig. 1).

The largest volume of deliveries of “Christmas trees” from abroad accounts for Denmark and Poland (respectively 905.2 and 928.8 t), the maximum of these supplies accounts for 2016. In 2017, there was a significant decrease in the volume of imports of “Christmas trees” from these

countries, and the volume of products supplied from the Republic of Belarus increased. The list of “Christmas trees” exporting countries was significantly updated in 2017. In 2017, new exporting countries – Estonia and Armenia – appeared. It should be noted that if the supply of “Christmas trees”, although in a limited amount, in 2015-2016 was carried out even from North America (Canada and the United States), then in 2017 there was no import of these products from these countries. Perhaps this is due to the new phytosanitary requirements of the EAEU, which came into effect in July 2017. According to these requirements, the import of conifer planting material, including cut coniferous branches and Christmas trees, is prohibited due to the phytosanitary threat to the conifers of the Russian Federation.

Unlike Christmas trees, fresh branches of conifers are imported from a much larger number of countries. According to the Federal customs service, over the last three years (2015-2017) products under the FEACN code 0604204000 “branches of coniferous trees, fresh” were exported to the Russian Federation from 22 countries (<http://stat.customs.ru>). The largest supplier countries were: Poland, Denmark, Belarus, Italy, Germany (Fig. 2).

In 2015, “branches of coniferous trees” on the territory of the Russian Federation were delivered from 12 countries not only from Europe but also from South America.

As in the case of “Christmas trees”, the main exporters of coniferous branches are Poland, Denmark, Germany. When comparing the volume of deliveries to Russia of these products for three years, the largest volume accounts for 2016. In 2017, there is a decrease in the number of products supplied, however, Poland (187.1 t), Italy (115 t), Germany (110.9 t), Denmark (91.6 t), Spain (22.2 t) are among the priority countries. Deliveries of coniferous branches, though in a minimum quantity, were also made from the United States.

Below is an assessment of phytosanitary risk in case of possible introduction of pests with Christmas trees and branches of conifers from around the world into the territory of the Russian Federation.

The greatest phytosanitary risk is posed by Christmas trees and cut branches imported from North America (USA and Canada). With the American live (felled) spruces, pines and firs to Russia pests entering the list of the quarantine objects absent in the territory of the Russian Federation and the Eurasian economic Union (EAEU) can be introduced. Among the insects there are several species of leaf roller moths of the *Choristoneura* and *Acleris*. In winter, they may be present in the egg stage on the branches of the tree. Bark beetles can hide under the bark of branches and trunks of coniferous trees. These are the bark beetles of the *Dendroctonus* genus and several bark beetle species of the *Ips* genus. Particular risk is posed by the beetles of the *Dendroctonus* genus, which does much harm to coniferous forests in Canada and the United States and, according to the phytosanitary risk analysis, represents the greatest threat to coniferous plantations in Russia.

Pine wood nematode *Bursaphelenchus xylophilus* is one of the most pathogenic species, widely distributed in the North American continent. Local conifers species are resistant to this pathogen, but most European and Asian conifers are susceptible to it. In case of infestation of a susceptible host plant, the tree can die within one season. Nematodes easily survive in the trunk, tree branches, bark and in the wood and, under favorable conditions (in the case of infested and uninfested material contact), they can move independently from infested wood to healthy trees (Sousa, 2011).

Among the pathogens that may be present on the branches of Christmas trees, should include the following pathogens of fungal diseases: cancer (blight) of the trunks and branches of pine (*Atropellis piniphila*, *A. pinicola*), in the winter time

pest remains in apothecia on stem and branches or in the form of mycelium under the bark of branches and trunk; brown spot needle blight of pine *Lecanosticta acicola* (*Mycosphaerella dearnessii*), the pathogen overwinters in the form of beams sporogenous mycelium in stromach (pycnidia) in dead needles and branches; Southern fusiform rust of pine (*Cronartium fusiforme*) and western gall rust of pine (*Endocronartium harknessii*) – in winter, the pathogen persists in the form of galls on the trunk and branches of pine trees; laminated butt rot of conifers *Coniferiporia weirii* (*Phellinus weirii*); broom rust of spruce *Chrysomyxa arctostaphyli*. These fungal pathogens, as well as pine wood nematode *B. xylophilus*, are common in North America and are included in the lists of quarantine objects of many countries of the world.

Customs statistics show that “Christmas trees” and cut branches are not imported to Russia from Asian countries, but below we have also assessed the phytosanitary risk of possible introduction of pests from the nearest Asian countries.

From East Asian countries (China, Korea and Japan) with planting material and “Christmas trees”, including cut branches, can also be imported: Pine wood nematode (pine wilt disease) *B. xylophilus*, juniper spider mite *Oligonychus perditus* (can be on the needles of Christmas trees); the brown needle blight of pine *Mycosphaerella gibsonii* (in winter in the form of a stromas on dead needles of infected branches); the brown spot of pine (*L. acicola*).

The largest deliveries of products “Christmas trees” and cut branches in Russia are made from European countries. In general, the pests in the European part of Russia and Europe is similar. However, a number of pests that have already entered into Europe from America and cause significant damage to forest plantations do not yet exist in Russia. All of them can be entered with this species of product in the winter. This is again a pine wood nematode (*B. xylophilus*), which can be imported from the coniferous trees or branches from Portugal or Spain; the brown spot needle blight of pine (*L. acicola*), which causes the disease widespread in the European Union (Austria, Croatia, Slovenia, the Czech Republic, France, Germany, Switzerland, Latvia and Lithuania). The estimated damage caused by the introduction of these organisms on the territory of the Russian Federation amounts to tens of billions of dollars.

The products imported into the country are subject to phytosanitary examination

by the NPPO, in Russia it is carried out by the Rosselkhoznadzor. The inspector visually checks the “Christmas trees” and branches for presence of pests or diseases. However, not always they can be detected during visual inspection and even during laboratory examination, especially at the initial stage of contamination of products. In this regard, there are certain phytosanitary principles in the international practice: prohibition of import of products that may contain quarantine objects from countries (or areas) of distribution of these objects (Kulinich, 2018; Guide to the implementation of phytosanitary standards in forestry, 2011; ISPM 15, 2013). The EPPO standard PM 8/2 (1) recommends a ban on the import of live Christmas trees and branches from the countries where quarantine organisms are spread. Following this recommendation, the European Council Directive (Directive 29/2000 EC) banned the importation of live Christmas trees and branches from North American countries where pests listed above are spread. The estimated damage caused by the introduction of these pests in Russia is estimated at tens of billions of dollars. The phytosanitary requirements of the EEC, which entered into force on July 1, 2017, also prescribe similar conditions: prohibition of importation of live branches and Christmas trees from countries where quarantine objects listed above are spread.

The risk of introduction with such products (Christmas trees and live branches of coniferous trees) is not so great in comparison with the planting material, because it comes in the winter, and its further disposal is expected, but the risk is present. The authors of the article did not find in the official information databases the facts of registration of quarantine objects in live branches and Christmas trees by the NPPO staff of different countries, but every year we are faced with the facts of introduction of various species of insects into the house with Christmas trees, which begin to develop rapidly in warm conditions (EPPO Reporting Service, 2014-2017; INTERNET EUROPHYT). Every year, the press publishes information about the detection of insects on Christmas trees that spread around the apartment. So, on the eve of 2018, there were cases of detection of insects by Moscow residents on Christmas firs imported from Poland and Denmark (<http://so-l.ru/news>).

The risk of introduction of insects or other pests from North America is not excluded. However, in the latter case,

the degree of damage will be many times higher.

In most cases, used Christmas trees and branches are stored near garbage cans and often remain there until spring, thus creating a potential source of threat of transition of viable pests on decorative green plantings of recreational territories.

In some cases, Amateur gardeners plant in suburban areas live Christmas trees acquired with the root system in containers, thereby exposing the risk of possible settlement of invasive pests and pathogens of coniferous plantations as plants in their own suburban area, and the nearest forest plantations.

The best option to reduce the threat of the possible spread of pests is the timely disposal of the source of the threat by burning or other effective methods.

It should be remembered that all “new year’s natural material”, including “Christmas trees” and cut branches, is a product of phytosanitary risk, which is subject to mandatory inspection and certification and cannot be in uncontrolled circulation.

References

1. Kulinich O.A., Shchukovskaya A.G., Arbuzova E.N., Kozyreva N.I. Possible introduction of quarantine pests with wood packaging materials // Plant Quarantine. Science and practice, 2018. № 2 (24). P. 12-16.
2. Guide to the implementation of phytosanitary standards in forestry. FAO, Rome, 2011. 117 p.
3. EPPO Reporting Service, 2014-2017, Paris. INTERNET EUROPHYT. Annual and monthly reports of interceptions of harmful organisms in imported plants and other objects. http://ec.europa.eu/food/plant/plant_health_biosecurity/europhyt/interceptions/index_en.htm.
4. ISPM 15. Regulation of wood packaging material in international trade. FAO, Rome, 2013.
5. Sousa E., Naves P., Bonifacio L., Henriques J., Inacio M.L., Evans H. Assessing risks of pine wood nematode *Bursaphelenchus xylophilus* transfer between wood packing by simulating assembled pallets in service // Bulletin OEPP/EPPO Bulletin, 2011. № 41. P. 423-431.
6. [Electronic resource]. Access mode: http://so-l.ru/news/y/2018_01_09_novogodnie_syurprizi (access date: 10.11.2017).
7. [Electronic resource]. Access mode: <http://stat.customs.ru> (access date: 15.12.2017).

Spread of quarantine pests associated with the commodities of “Christmas trees” and “fresh cut branches of conifers” in different countries of the world

Country spread of pest	Host plant	Quarantine pest
Canada, USA	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), juniper (<i>Juniperus</i>), larch (<i>Larix</i>), pine (<i>Pinus</i>)	<i>Choristoneura fumiferana</i> (Clemens) Eastern spruce budworm
Canada, USA	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>)	<i>Choristoneura freemani</i> Razowski Western spruce budworm
Canada, USA	Fir (<i>Abies</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), tsuga (<i>Tsuga</i>), spruce (<i>Picea</i>)	<i>Acleris gloverana</i> (Walsingham) Western blackheaded budworm
Canada, USA	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>)	<i>Acleris variana</i> (Fernald) Eastern blackheaded budworm
Canada, USA	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Dendroctonus brevicomis</i> LeConte Western pine beetle
		<i>Dendroctonus ponderosae</i> Hopkins Mountain pine beetle
		<i>Dendroctonus valens</i> (LeConte) Red turpentine beetle
		<i>Ips calligraphus</i> (Germar) Six-spined engraver beetle
		<i>Ips grandicollis</i> (Eichhoff) Five-spined bark beetle
		<i>Ips pini</i> (Say) Pine engraver beetle
Canada, USA, Mexico	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>), cedar (<i>Cedrus</i>), larch (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Pine wood nematode
		<i>Atropellis pinicola</i> Zeller & Goodding Cancer (blight) of pine trunks and branches
Canada, USA	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Atropellis piniphila</i> (Weir) Lohmann & Cash Cancer (blight) of pine trunks and branches
		<i>Lecanosticta acicula</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Brown spot needle blight of pine
		<i>Endocronartium harknessii</i> E. Meinecke Western gall rust of pine
		<i>Cronartium fusiforme</i> Cummins Southern fusiform rust of pine
USA	Pine (<i>Pinus</i>), oak (<i>Quercus</i>), chestnut (<i>Castanea</i>)	<i>Cronartium fusiforme</i> Cummins Southern fusiform rust of pine
Canada, USA	Spruce (<i>Picea</i>), bear's grape (<i>Arctostaphylos uva-ursi</i>)	<i>Chrysomyxa arctostaphyli</i> Dietel Spruce needles rust
Canada, USA	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), cedar (<i>Thuja</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>)	<i>Coniferiporia weirii</i> (<i>Phellinus weirii</i>) (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai Laminated butt rot of conifers (yellow ring rot of conifers)
Canada, USA	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>)	<i>Neonectria neomacrospora</i> (C. Booth & Samuels) Mantiri & Samuels Canker of balsam fir
Guatemala, Honduras, Mexico, Nicaragua	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Dendroctonus valens</i> (LeConte) Red turpentine beetle
Cuba, Dominican Republic, Guatemala, Haiti, Jamaica, Mexico, Nicaragua	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Ips calligraphus</i> (Germar) Six-spined engraver beetle
Cuba, Dominican Republic, Guatemala, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Honduras	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Ips grandicollis</i> (Eichhoff) Five-spined bark beetle

Country spread of pest	Host plant	Quarantine pest
Colombia, Costa Rica, Cuba, Guatemala, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicula</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Brown spot needle blight of pine
Portugal	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>), cedar (<i>Cedrus</i>), larch (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Pine wood nematode
Austria, Croatia, Czech Republic, France, Georgia, Germany, Italy, Latvia, Lithuania, Slovenia, Switzerland	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicula</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Brown spot needle blight of pine
Belgium, Denmark, Norway, Sweden, United Kingdom	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>)	<i>Neonectria neomacrospora</i> (C. Booth & Samuels) Mantiri & Samuels Canker of balsam fir
Philippines	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Ips calligraphus</i> (Germar) Six-spined engraver beetle
China	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Dendroctonus valens</i> (LeConte) Red turpentine beetle
China	Juniper (<i>Juniperus</i>)	<i>Oligonychus perditus</i> Pritchard & Baker Juniper spider mite
China	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>), cedar (<i>Cedrus</i>), larch (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Pine wood nematode
China	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicula</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Brown spot needle blight of pine
China	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), cedar (<i>Thuja</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>)	<i>Coniferiporia weirii</i> (<i>Phellinus weirii</i>) (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai Laminated butt rot of conifers (yellow ring rot of conifers)
China	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>)	<i>Neonectria neomacrospora</i> (C. Booth & Samuels) Mantiri & Samuels Canker of balsam fir
Korea	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>), cedar (<i>Cedrus</i>), larch (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Pine wood nematode
Korea	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicula</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Brown spot needle blight of pine
Taiwan	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>), cedar (<i>Cedrus</i>), larch (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Pine wood nematode
Japan	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>), cedar (<i>Cedrus</i>), larch (<i>Larix</i>)	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i> (Steiner & Buhner) Nickle Pine wood nematode
Japan	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Lecanosticta acicula</i> (von Thümen) Sydow (= <i>Mycosphaerella dearnessii</i>) Brown spot needle blight of pine
Japan	Fir (<i>Abies</i>), spruce (<i>Picea</i>), pine (<i>Pinus</i>), Douglas fir (<i>Pseudotsuga</i>), cedar (<i>Thuja</i>), hemlock (<i>Tsuga</i>)	<i>Coniferiporia weirii</i> (<i>Phellinus weirii</i>) (Murrill) L.W. Zhou & Y.C. Dai Laminated butt rot of conifers (yellow ring rot of conifers)
Australia	Pine (<i>Pinus</i>)	<i>Ips grandicollis</i> (Eichhoff) Five-spined bark beetle

ОСОБО ОПАСНЫЕ ВОЗБУДИТЕЛИ БОЛЕЗНЕЙ КОСТОЧКОВЫХ КУЛЬТУР РОДА *CANDIDATUS PHYTOPLASMA* SPР.

Г.Н. Бондаренко, старший научный сотрудник – начальник Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР»

И.Г. Баширова, агроном лаборатории анализа ГМО Испытательного лабораторного центра ФГБУ «ВНИИКР»

Аннотация. В статье представлен обзор особо опасных видов фитоплазм – возбудителей болезней косточковых культур. Среди них фитопlasма хлоротического скручивания листьев абрикоса (*Candidatus Phytoplasma prunorum*), фитопlasма X-болезни персика (*Ca. Phytoplasma pruni*) и возбудитель «ведьминых метел» миндаля (*Ca. Phytoplasma rhoenicium*), проникновение и распространение которых стоит брать во внимание. В работе представлены данные о географическом распространении, растениях-хозяевах и универсальных методах диагностики фитопатогенов.

Ключевые слова. Фитопlasма, косточковые культуры, плодовые

насаждения, фитосанитарный контроль, посадочный материал.

На протяжении последних трех лет в России наблюдался как спад, так и подъем производства плодов косточковых культур (сливы, вишни, черешни, абрикосов, персиков и других) в хозяйствах всех категорий. Для получения большего объема продукции организована программа развития и увеличения площадей плодовых насаждений. Нужно отметить, что отечественные питомники и маточники не справляются с запланированными объемами агропроизводителей (Баширова и др., 2018). Как правило, посадочный материал поступает из стран Европы, где

распространена фитопlasма хлоротического скручивания листьев абрикоса (*Candidatus Phytoplasma prunorum*). Если рассматривать другие рынки, то возможен ввоз из Северной Америки и из некоторых стран Азии, где широко распространены такие опасные организмы, как фитопlasма X-болезни персика и возбудитель «ведьминых метел» миндаля *Ca. Phytoplasma pruni*. Проникновение исследуемых фитоплазм в латентном состоянии с импортным посадочным материалом представляется возможным из-за отсутствия у них регуляторного статуса. В связи с этим в работе уделяется внимание географическому распространению, растениям-хозяевам и универсальным методам ди-

Рис. 1. Распространение исследуемых видов фитоплазм (составлено авторами)

Fig. 1. The distribution of the types of phytoplasma under research (compiled by the authors)

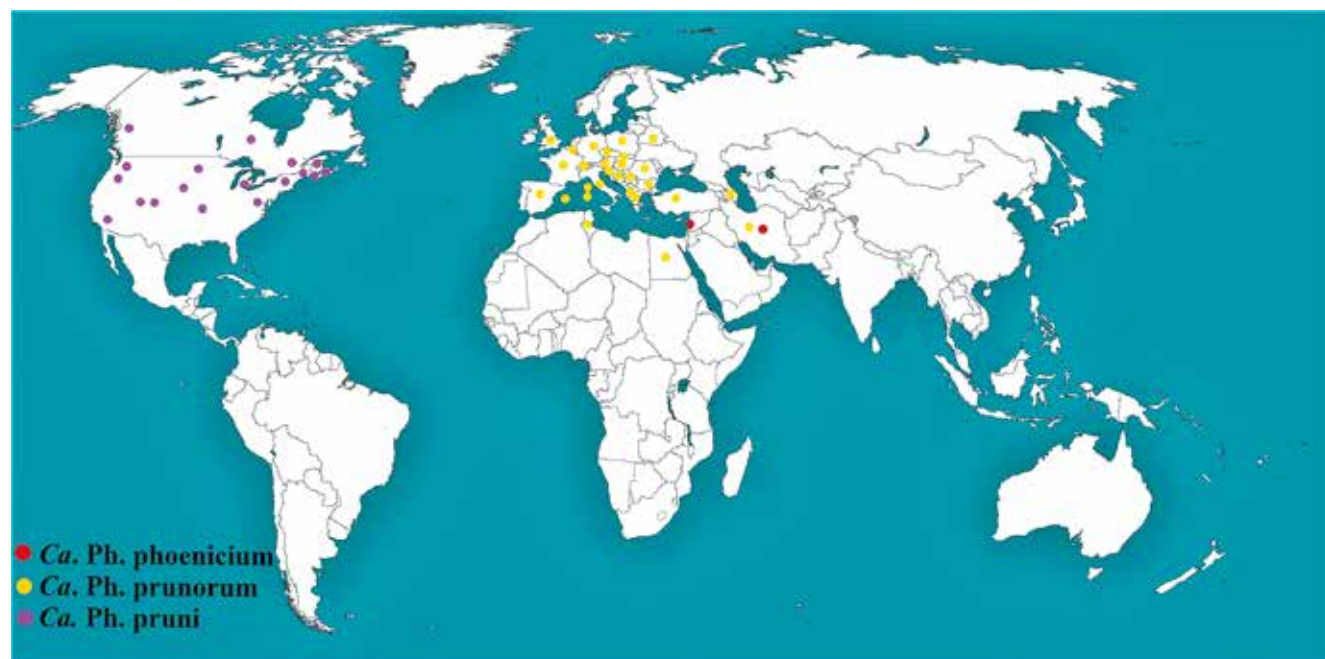


Таблица 1
Растения – хозяева рода *Prunus* для фитоплазм
(<https://www.eppo.int>; <https://www.cabi.org>)

Культура	Фитоплазмы		
	<i>Ca. Ph. prunorum</i>	<i>Ca. Ph. pruni</i>	<i>Ca. Ph. phoenicium</i>
Абрикос обыкновенный (<i>Prunus armeniaca</i>)	Основной	+	-
Черешня (<i>Prunus avium</i>)	+	Основной	-
Слива домашняя (<i>Prunus domestica</i>)	+	+	-
Миндаль обыкновенный (<i>Prunus dulcis</i>)	+	+	Основной
Персик обыкновенный (<i>Prunus persica</i>)	Основной	Основной	Основной
Нектарин (<i>Prunus persica</i> var. <i>nectarina</i>)	-	-	Основной
Слива китайская (<i>Prunus salicina</i>)	Основной	Основной	-
Терн (<i>Prunus spinosa</i>)	+	-	-
Алыча культурная (<i>Prunus cerasifera</i>)	+	-	-
Черемуха антипка (<i>Prunus mahaleb</i>)	+	-	-
Слива узколистная (<i>Prunus angustifolia</i>)	-	+	-
Вишня обыкновенная (<i>Prunus cerasus</i>)	-	Основной	-
Черемуха виргинская (<i>Prunus virginiana</i>)	-	+	-
Дикий миндаль (<i>Prunus scoparia</i>)	-	-	+

агностики группы фитопатогенов рода *Ca. Phytoplasma*.

Для применения определенных методов диагностики необходимо понимать таксономическое положение возбудителей болезней косточковых культур. Фитоплазмы принадлежат к царству Bacteria, типу Firmicutes, классу Mollicutes, отряду Acholeplasmatales, семейству Acholeplasmataceae, роду *Candidatus Phytoplasma*.

Фитоплазма хлоротического скручивания листьев абрикоса – *Ca. Phytoplasma prunorum* (Seemüller and Schneider) – принадлежит к группе Apple proliferation (16SrX). Общие названия и сокращения: Apricot chlorotic leafroll, European stone fruit yellows phytoplasma (ESFY).

Фитоплазма X-болезни персика – *Ca. Phytoplasma pruni* (IRPCM, 2004), относится к группе X-disease (16SrIII). Общие названия

названия: Peach X-disease, Peach yellow leafroll phytoplasma, Western X-disease phytoplasma.

Возбудитель такого заболевания, как «ведьмины метлы» миндаля – *Ca. Phytoplasma phoenicium* (Verdin et al., 2003) – по генетическим признакам входит в малоизученную группу Pigeon pea witches' broom (16SrIX). Общие названия и сокращения: Phytoplasma phoenicium, Witches' broom of almond, Almond witches' broom phytoplasma, AlWB (<https://www.cabi.org>; <https://www.eppo.int>; Bertaccini et al., 2014; Hodgetts, Dickinson, 2010; Zhao et al., 2010).

Если рассматривать вид *Ca. Ph. prunorum*, то он инфицирует большое количество растений (табл. 1). В основном поражает растения рода *Prunus*: абрикос обыкновенный (*P. armeniaca*), персик обыкновенный (*P. persica*) и сливу китайскую (*P. salicina*). Патоген был обнаружен и на диких видах рода *Prunus*: терне (*P. spinosa*) и черемухе поздней (*P. serotina*). Более устойчивыми видами являются: слива домашняя (*P. domestica*), алыча обыкновенная (*P. cerasifera*), черешня (*P. avium*) и вишня обыкновенная (*P. cerasus*). Экспериментальным растением-хозяином является барвинок розовый (*Catharanthus roseus*). Установлено, что фитоплазму переносят листолюбки



Рис. 2. Симптомы повреждения *Ca. Ph. prunorum* – побурение среднего слоя коры после зимы (фото G. Morvan, INRA, Montfavet)

Fig. 2. Symptoms of *Ca. Ph. prunorum* damage – the middle layer of the bark after the winter (photo by G. Morvan, INRA, Montfavet)

Таблица 2
Регуляционный статус исследуемых видов фитоплазм
(<https://www.eppo.int>)

Страна	<i>Ca. Ph. prunorum</i>	<i>Ca. Ph. pruni</i>	<i>Ca. Ph. phoenicium</i>
Аргентина	-	Список А1	-
Бахрейн	Список А1	-	-
ЕОКЗР	Список А1	Список А1	Список А1
Израиль	Карантинный вредитель	Карантинный вредитель	-
Иордания	Карантинный вредитель	-	-
Канада	Список А1	Список А2	-
Норвегия	-	Карантинный вредитель	-
Парагвай	-	Список А1	-
США	Карантинный вредитель	-	-
Турция	Список А1	Список А1	-
Уругвай	-	Список А1	-
Чили	Список А1	Список А1	-
ЕАЭС	Нет статуса	Нет статуса	Нет статуса

Cacopsylla pruni (Scopoli) и цикадка *Fieberiella florii* Stal (Varga et al., 2000; Marcone et al., 2010; Bashkirova et al., 2018).

Х-болезнь, вызываемая фитоплазмой *Ca. Ph. pruni*, является одним из самых серьезных заболеваний, поражающих персик обыкновенный (*P. persica*). Кроме персика, к патогену восприимчивы и другие виды рода *Prunus*: вишня (*P. cerasus*), черешня (*P. avium*), слива китайская (*P. salicina*), миндаль обыкновенный (*P. dulcis*), абрикос обыкновенный (*P. armeniaca*), нектарин (*P. persica* var. *nectarina*). Основным диким (естественным) хозяином является черемуха виргинская (*P. virginiana*). Переносчиками являются цикадки, в особенности *Paraphlepsius irroratus*, *Scaphytopius acutus*, *Colladonus montanus*, в меньшей степени *Colladonus geminatus*, *Fieberiella florii* и *Graphocephala confluens* (Davis et al., 2013; Marcone et al., 2014).

Фитоплазма *Ca. Ph. phoenicium* была изначально обнаружена на растениях миндаля (*P. dulcis*). Позже были зафиксированы выявления на персике (*P. persica*) и нектарине (*P. persica* var. *nectarina*). Эксперименты по инфицированию здоровых растений показали, что устойчивыми к заболеванию яв-

ляются абрикос обыкновенный (*P. armeniaca*), вишня обыкновенная (*P. avium*) и слива домашняя (*P. domestica*). Согласно литературным источникам, быстрое распространение фитопатогена на большие территории Ливана предполагало наличие переносчи-

ка (Abou-Jawdah et al., 2010) и в результате исследований идентифицированы три вектора. Переносчиками заболевания считаются цикадовые из семейства Cixiidae: *Asymmetrasca decedens* (= *Empoasca decedens*), *Tachycixius* cf. *cypricus* и *Tachycixius viperinus* (<https://www.eppo.int>; Abou-Jawdah et al., 2009; Tedeschi et al., 2015).

Отмечено, что по генетическому составу *Candidatus Phytoplasma phoenicium* отличается от других фитоплазм, заражающих виды рода *Prunus*, такие как *Ca. Ph. prunorum* (идентичность последовательностей 90,4%) и *Ca. Ph. pruni* (94,3%). Также *Ca. Ph. phoenicium* отличается от фитоплазм, заражающих другие плодовые деревья, таких как *Ca. Ph. mali* (идентичность последовательностей 90,35%) и *Ca. Ph. pyri* (90,84%) (Verdin et al., 2003).

На сегодняшний день на культурах, отмеченных в таблице знаком «-», не зафиксировано выявление той или иной фитоплазмы. При этом для получения полной картины необходимо проведение мониторинга косточковых насаждений. Знаком «+» в таблице отмечены растения, на которых идентифицированы исследуемые виды фитоплазмозов.

Рис. 3. Симптомы хлоротического скручивания листьев абрикоса
(фото G. Morvan, INRA, Montfavet)

Fig. 3. The symptoms of the chlorotic leafroll of apricot
(photo by G. Morvan, INRA, Montfavet)





Рис. 4. Частичное пожелтение листьев и увядание персикового дерева (фото R. Bernhard, INRA, Bordeaux)

Fig. 4. Partial yellowing of leaves and withering of peach tree (photo by R. Bernhard, INRA, Bordeaux)

Согласно проведенным исследованиям распространение фитоплазм абсолютно различное (рис. 1), что может служить фактором видовой идентификации при обнаружении симптомов. Фитоплазма хлоротического скручивания листьев абрикоса присутствует в Европе, Азии (Иран), Африке (Египет, Тунис); фитоплазма X-болезни персика присутствует в Северной Америке; фитоплазма «ведьминых метел» миндаля – в Азии (Иран, Ливан) (<https://www.eppo.int>; Davis et al., 2013; Quaglino et al., 2015).

В мире возбудители фитоплазмозов косточковых культур имеют различный регуляционный статус. Можно предположить, что он зависит от степени изученности вида, его ареала и перечня растений-хозяев (табл. 2).

Несмотря на присутствие фитоплазмы хлоротического скручивания листьев абрикоса в странах Европы, из-за высокого фитосанитарного риска с 1999 года он формально относится к списку A2 (ограниченно распространен), но официально не выведен из списка A1.

Что касается симптомов проявления фитоплазмозов, они также могут служить диагностическими факторами. Одним из призна-

ков поражения *Ca. Ph. prunorum* служит стимуляция роста нового побега в период зимнего покоя. Если в зимний период температура опускается ниже -5°C , то на пораженных деревьях появляется побурение среднего слоя коры (рис. 2), которое при дальнейшем снижении температуры темнеет и увеличивает видимую площадь поражения. Весной на зараженных деревьях листья распускаются до растрескивания генеративных почек. Листовые пластинки скручиваются вдоль средней жилки листа (рис. 3), наблюдается нерегулярный межжилковый хлороз. Плоды образуются неправильной формы, быстро опадают (Thébaud et al., 2009; Bashkirova et al., 2018).

Особенными признаками заражения *Ca. Ph. pruni* являются рваные хлоротические, заштрихованные листья (рис. 4, 5). Листья мелкие, с красными пятнами, иногда с увеличенными прилистниками. У плодов мягко-водянистая структура, они имеют короткую цветоножку. Возможно образование «ведьминых метел» (Kirkpatrick et al., 1995; Davis et al., 2013; Marccone et al., 2014).

Наиболее характерные симптомы заражения *Ca. Ph. phoenicium* – пролиферация побегов (рис. 6, 7)

с появлением «ведьминых метел» (в основном на миндале), перпендикулярное развитие вспомогательных почек на ветвях с мелкими желтоватыми листьями. Можно наблюдать раннее цветение, за которым следует более раннее развитие всех почек инфицированных ветвей и израстание побегов. Зараженные деревья образуют деформированные плоды (Quaglino et al., 2015).

Контроль и методы ограничения распространения фитоплазмозов заключаются в использовании здорового посадочного материала и борьбе с насекомыми-переносчиками. Такие профилактические меры ограничат распространение фитопатогенных инфекций. Точное описание симптомов обеспечивает надежную основу для поиска зараженных деревьев в течение подходящего периода для наблюдения за садами. Эффективный контроль болезни зависит прежде всего от ранней и точной идентификации болезни и ее причинно-следственных связей (Green et al., 1999; Arismendi, 2010).

Для изучения, диагностики и видовой идентификации фитоплазм используют различные биологические и инструментальные методы: визуальную диагностику, диагностику с помощью прививания инфицированного растения на растение-индикатор, микроскопию, иммунологический анализ, методы молекулярной биологии (ПЦП-, RFLP-анализ и др.).

На сегодняшний день специалисты ФГБУ «ВНИИКР» могут использовать универсальные праймеры P1/P7 с последующим RFLP-анализом и секвенированием (Deng, Hiruki, 1991; Brzin et al., 2003). Последний из перечисленных – молекулярно-генетический подход – в случае необходимости позволит проводить анализ импортного посадочного материала и мониторинг существующих на территории Российской Федерации насаждений косточковых культур. Следует отметить, что в России проводились исследования по выявлению фитоплазмы хлоротического скручивания листьев персика, но литературными данными достоверный по-

ложительный результат не подтверждался.

Литература

1. Башкирова И.Г., Матяшова Г.Н., Завриев С.К., Рязанцев Д.Ю., Шнейдер Ю.А. Апробация тест-систем для детекции фитоплазм яблони и груши // Защита и карантин растений, 2018. Вып. 7. С. 40-41.
2. Европейская организация по карантину и защите растений: Официальный сайт [Электронный ресурс] / Европейская и Средиземноморская организация по карантину и защите растений, 2018. Режим доступа: <https://www.eppo.int> (дата обращения: 21.09.2018).
3. Международный центр сельского хозяйства и биологических наук [Электронный ресурс] / CABI. 2018. Режим доступа: <https://www.cabi.org> (дата обращения: 18.10.2018).
4. Abou-Jawdah Y., Abou-Fakhr E., Sobn H., Lova M.M., Vercesi A., Bianco P.A. Almond witches' broom phytoplasma ('*Candidatus* Phytoplasma phoenicium'): a real threat to almond, peach and nectarine // 21st International Conference on Virus and other Graft Transmissible Diseases of Fruit Crops. Julius-Kühn-Archive, 2010. Vol. 427. P. 418-420.
5. Abou-Jawdah Y., Sobh H., Akkary M. Blackwell Publishing Ltd First report of Almond witches' broom phytoplasma ('*Candidatus* Phytoplasma phoenicium') causing a severe disease on nectarine and peach trees in Lebanon // Bulletin OEPP/EPPO Bulletin, 2009. Vol. 39. P. 94-98.
6. Arismendi N., Andrade N., Riegel R., Carrillo R. Presence of a phytoplasma associated with witches' broom diseases in *Ugni molinae* Turcz. and *Gaultheria phillyreifolia* (Pers.) // Sleumer determined by DAPI, PCR and DNA sequencing, 2010. Vol. 70 (1). P. 26-33.
7. Bashkirova I.G., Matyashova G.N., Gins M.S. Detection and Identification of Phytoplasmas from the Apple Proliferation Group on Fruit Crop // Russian Agricultural Sciences, 2018. Vol. 44. P. 326-330.
8. Bertaccini A., Duduk B., Paltrinieri S., Contaldo N. Phytoplasmas and Phytoplasma Diseases a Severe Threat to Agriculture // American Journal of Plant Sciences, 2014. Vol. 5. № 12. P. 1763-1788.
9. Brzin J., Ermacora P., Osler R., Loi N., Ravnikar M., Petrovic N. Detection of apple proliferation by ELISA and PCR in growing and dormant apple trees // Plant Diseases Prot., 2003. Vol. 110. P. 476-483.
10. Davis R.E., Zhao Y., Dally E.L., Lee I.-M., Jomantiene R., Douglas S.M. '*Candidatus* Phytoplasma pruni', a novel taxon associated with X-disease of stone fruits, *Prunus* spp.: multilocus characterization based on 16S rRNA, *secY*, and ribosomal protein genes // International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 2013. Vol. 63. P. 766-776.
11. Deng S., Hiruki C. Amplification of 16S rRNA genes from culturable and nonculturable mollicutes // Microbiological Methods, 1991. Vol. 14. P. 53-61.
12. Green M.J., Thompson D.A., MacKenzie D.J. East and efficient DNA extraction from woody plants for the detection of phytoplasmas by polymerase chain reaction // Plant Disease, 1999. Vol. 83. P. 482-485.
13. Hodgetts J., Dickinson M. Phytoplasma Phylogeny and Detection Based on Genes other than 16S rRNA // Phytoplasmas: Genomes, Plant Hosts and Vectors (eds P.G. Weintraub and P. Jones). CABI, 2010. P. 93-113.
14. IRPCM Phytoplasma/Spiroplasma Working Team 'Phytoplasma Taxonomy Group '*Candidatus* Phytoplasma', a taxon for the wall-less, non-helical prokaryotes that colonize plant phloem and insects" // International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 2004. Vol. 54. P. 1243-1255.
15. Kirkpatrick B.C., Uyemoto J.K., Purcell A.H. X-disease // "Compendium of Stone Fruit Disease" (J.M. Ogawa, E.I. Zehr, G.W. Bird, D.F. Richie, K. Uriu, J.K. Uyemoto, eds.). APS Press, St. Paul, MN, USA, 128 pp., 1995. P. 57-58.
16. Marcone C., Guerra L.J., Uyemoto J.K. Phytoplasmal diseases of peach and associated phytoplasma taxa // Journal of Plant Pathology, 2014. Vol. 96 (1). P. 15-28.
17. Marcone C., Jarausch B., Jarausch W. '*Candidatus* Phytoplasma prunorum', the causal agent of European stone fruit yellows: an overview // Journal of Plant Pathology, 2010. Vol. 92 (1). P. 19-34.
18. Quagliano F., Kube M., Jawhari M., Abou-Jawdah Y., Siewert C., Choueiri E., Sobh H., Casati P., Tedeschi R., Lova M.M., Alma A., Bianco P.A. '*Candidatus* Phytoplasma phoenicium' associated with almond witches' broom disease: from draft genome to genetic diversity among strain populations // BMC Microbiology, 2015. Vol. 15. P. 148.
19. Tedeschi R., Picciau L., Quagliano F., Abou-Jawdah Y., Lova M.M., Jawhari M., Casati P., Cominetti A., Choueiri E., Abdul-Nour H., Bianco P.A., Alma A. A cixiid survey for natural potential vectors of '*Candidatus* Phytoplasma phoenicium' in Lebanon and preliminary transmission trials // Annals of Applied Biology, 2015. Vol. 166 (3). P. 372-388.
20. Thébaud G., Yvon M., Alary R., Sauvion N., and Labonne G. Efficient transmission of '*Candidatus* Phytoplasma prunorum' is delayed by eight months due to a long latency in its host-alternating vector // Phytopathology, 2009. Vol. 99. P. 265-273.
21. Varga K., Kölber M., Martini M., Pondrelli M., Ember I., Tökes G., Lazar J., Mikulas J., Szendrey G., Schweigert A., Bertaccini A. Phytoplasma identification in Hungarian grapevines by two nested-PCR systems // Proceedings of the 13th Meeting of ICVG. Adelaide, 2000. P. 113-115.
22. Verdin E., Salar P., Danet J.-L., Choueiri E., Jreijiri F., Zammer S.E., Gélie B., Bové J.M., Garnier M. '*Candidatus* Phytoplasma phoenicium' sp. nov., a novel phytoplasma associated with an emerging lethal disease of almond trees in Lebanon and Iran // International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 2003. Vol. 53 (3). P. 833-838.
23. Zhao Y., Wei W., Davis R.E., Lee I.-M. Recent Advances in 16S rRNA Gene-based Phytoplasma Differentiation, Classification and Taxonomy // Phytoplasmas: Genomes, Plant Hosts and Vectors (eds P.G. Weintraub and P. Jones). CABI, 2010. P. 64-92.

PARTICULARLY DANGEROUS PATHOGENS OF *CANDIDATUS PHYTOPLASMA* SPP. GENUS FOR STONE FRUIT CROPS

G.N. Bondarenko, Senior Researcher, Head of the Laboratory and Testing Center of FGBU "VNIKR"
I.G. Bashkirova, Agronomist of the GMO Analysis Laboratory of the Laboratory and Testing Center of FGBU "VNIKR"

Abstract. *The article describes particularly dangerous phytoplasma species which are pathogens of stone fruit crops diseases. These include the apricot chlorotic leafroll phytoplasma (Candidatus Phytoplasma prunorum), the peach X-disease phytoplasma (Ca. Phytoplasma pruni) and the almond witches' broom phytoplasma (Ca. Phytoplasma phoenicium), which should be taken into account with regard to their penetration and spread capabilities. The paper presents data on geographical distribution, host plants and universal methods of phytopathogen diagnostics.*

Keywords. *Phytoplasma, stone fruit crops, fruit plantations, phytosanitary control, propagative material.*

Over the past three years, Russia has seen both a decline and an increase in the production of stone fruit crops (plums, sour cherries, cherries, apricots, peaches, etc.) in farms of all categories. In order to obtain a larger volume of products, a program of development and expansion of fruit plantations has been arranged. It should be noted that domestic nurseries and mother plantations are not able to cope with the planned volumes of agricultural producers (Bashkirova et al., 2018). As a rule, the propagative material comes from the countries of Europe, where the chlorotic leafroll of apricot (*Candidatus Phytoplasma prunorum*) is widely present. Considering other markets, the import from North

America and some Asian countries is possible, where dangerous organisms such as the X-disease of peach and witches' broom *Ca. Phytoplasma pruni*. Penetration of the phytoplasmas under research in a latent state with imported propagative material is possible because of their lack of regulatory status. In this regard, paper focuses on the geographical distribution, host plants and universal methods of diagnostics of *Ca. Phytoplasma*.

In order to apply certain diagnostic methods, it is necessary to understand the taxonomic position of the pathogens of stone fruit crops. Phytoplasmas belong to the kingdom of Bacteria, type Firmicutes, class Mollicutes, order Acholeplasmatales, family Acholeplasmataceae, genus *Candidatus Phytoplasma*.

Phytoplasma causing the chlorotic leafroll of apricot – *Ca. Phytoplasma prunorum* (Seemüller and Schneider), belongs to the

Fig. 5. Typical symptoms of the X-disease on peach (Marcone et al., 2014)
Рис. 5. Типичные симптомы X-болезни на персике (Marcone et al., 2014)



group of Apple proliferation (16SrX). Common names and abbreviations: Apricot chlorotic leafroll, European stone fruit yellows phytoplasma (ESFY).

Phytoplasma causing the X-disease of peach – *Ca. Phytoplasma pruni* (IRPCM, 2004), belongs to the group of X-disease (16SrIII). Common names: Peach X-disease, Peach yellow leafroll phytoplasma, Western X-disease phytoplasma.

The witches' broom of almond pathogen – *Ca. Phytoplasma phoenicium* (Verdin et al., 2003), belongs to the poorly studied Pigeon pea witches' broom (16SrIX) group by genetic traits. Common names and abbreviations: Phytoplasma phoenicium, Witches' broom of almond, Almond witches' broom phytoplasma, AIWB (<https://www.cabi.org>; [eppo.int](https://www.eppo.int); Bertaccini et al., 2014; Hodgetts, Dickinson, 2010; Zhao et al., 2010).

Considering species *Ca. Ph. prunorum*, it infects a large number of plants (Table 1). It mainly affects plants of the *Prunus* genus: apricot (*P. armeniaca*), peach (*P. persica*) and Chinese plum (*P. salicina*). The pathogen was also found in wild species of the *Prunus* genus: sloe (*P. spinosa*) and black cherry (*P. serotina*). More resistant species are garden plum (*P. domestica*), cherry plum (*P. cerasifera*), cherry (*P. avium*) and sour cherry (*P. cerasus*). Experimental host plant is the Madagascar rosy periwinkle (*Catharanthus roseus*). Phytoplasma has been found to be transmitted by the plum psylla *Cacopsylla pruni* (Scopoli) and the psyllid vector of apple proliferation *Fieberiella florii* Stal (Varga et al., 2000; Marccone et al., 2010; Bashkirova et al., 2018).

X-disease caused by species *Ca. Ph. pruni* is one of the most serious diseases affecting the peach (*P. persica*). In addition to peach, other species of the *Prunus* genus are susceptible to the pathogen: sour cherry (*P. cerasus*), cherry (*P. avium*), Chinese plum (*P. salicina*), almond (*P. dulcis*), apricot (*P. armeniaca*), nectarine (*P. persica* var. *nectarina*). The main wild (natural) host is the common

Table 1
Host Plants of the *Prunus* Genus for Phytoplasmas
(<https://www.eppo.int>; <https://www.cabi.org>)

Crop	Phytoplasmas		
	<i>Ca. Ph. prunorum</i>	<i>Ca. Ph. pruni</i>	<i>Ca. Ph. phoenicium</i>
Apricot (<i>Prunus armeniaca</i>)	Main	+	-
Cherry (<i>Prunus avium</i>)	+	Main	-
Plum (<i>Prunus domestica</i>)	+	+	-
Almond (<i>Prunus dulcis</i>)	+	+	Main
Peach (<i>Prunus persica</i>)	Main	Main	Main
Nectarine (<i>Prunus persica</i> var. <i>nectarina</i>)	-	-	Main
Chinese plum (<i>Prunus salicina</i>)	Main	Main	-
Sloe (<i>Prunus spinosa</i>)	+	-	-
Cherry plum (<i>Prunus cerasifera</i>)	+	-	-
Mahaleb cherry (<i>Prunus mahaleb</i>)	+	-	-
Chickasaw plum (<i>Prunus angustifolia</i>)	-	+	-
Sour cherry (<i>Prunus cerasus</i>)	-	Main	-
Common chokecherry (<i>Prunus virginiana</i>)	-	+	-
Wild almond (<i>Prunus scoparia</i>)	-	-	+

chokecherry (*P. virginiana*). Its vectors are leafhoppers, especially *Paraphlepsius irroratus*, *Scaphytopius acutus*, *Colladonus montanus* and to lesser extent *Colladonus geminatus*, *Fieberiella florii* and

Table 2
Regulatory Status of the Phytoplasma Species under Research
(<https://www.eppo.int>)

Country	<i>Ca. Ph. prunorum</i>	<i>Ca. Ph. pruni</i>	<i>Ca. Ph. phoenicium</i>
Argentina	-	A1 List	-
Bahrain	A1 List	-	-
EPPO	A1 List	A1 List	A1 List
Israel	Quarantine pest	Quarantine pest	-
Jordan	Quarantine pest	-	-
Canada	A1 List	A2 List	-
Norway	-	Quarantine pest	-
Paraguay	-	A1 List	-
USA	Quarantine pest	-	-
Turkey	A1 List	A1 List	-
Uruguay	-	A1 List	-
Chile	A1 List	A1 List	-
EEU	No status	No status	No status

Graphocephala confluens (Davis et al., 2013; Marcone et al., 2014).

Phytoplasma *Ca. Ph. phoenicium* was originally found on almond plants (*P. dulcis*). It was later found on peach (*P. persica*) and nectarine (*P. persica* var. *nectarina*). Experiments on infecting healthy plants have shown that resistant to the disease are apricot (*P. armeniaca*), sour cherry (*P. avium*) and garden plum (*P. domestica*). According to literature, the rapid spread of the phytopathogen over large areas of Lebanon has been assumed to be caused by vectors (Abou-Jawdah et al., 2010) and three vectors have been identified through research. Vectors of the disease are considered to belong to the Cixiidae family: *Asymmetrasca decedens* (= *Empoasca decedens*), *Tachycixius* cf. *cypricus* and *Tachycixius viperinus* (<https://www.eppo.int>; Abou-Jawdah et al., 2009; Tedeschi et al., 2015).

It is noted that the genetic composition of *Candidatus* Phytoplasma *phoenicium* differs from other phytoplasmas infecting species of the *Prunus* genus, such as *Ca. Ph. prunorum* (sequence identity 90.4%) and *Ca. Ph. pruni* (94.3%). Also *Ca. Ph. phoenicium* differs from phytoplasmas that infect other fruit trees, such as *Ca. Ph. mali* (sequence identity 90.35%) and *Ca. Ph. pyri* (90.84%) (Verdin et al., 2003).

To date, no particular phytoplasmas on the crops marked with «-» in the table have been recorded. In order to obtain a complete picture, it is necessary to conduct monitoring of stone fruit crops plantations. The «+» sign in the table marks the plants, on which the studied species of phytoplasmas are identified.

According to the research, the distribution of phytoplasmas is absolutely different (Fig. 1), which can serve as a factor of species identification when symptoms are detected. Phytoplasma chlorotic leafroll of the apricot leaves is present in Europe, Asia (Iran), Africa (Egypt, Tunisia). Phytoplasma of the X-disease of the peach is present in North America. The witches' broom of almond phytoplasma – in Asia (Iran, Lebanon)

(<https://www.eppo.int>; Davis et al., 2013; Quagliano et al., 2015).

Phytoplasma pathogens of stone fruit crops have different regulatory status in the world. It should be assumed that it depends on the degree of study of the species, its range and the list of host plants (Table 2).

Despite the presence of phytoplasma of the chlorotic leafroll of apricot leaves in European countries due to high pest risk, it has

been formally included in the A2 List since 1999 (not widely distributed), but not officially removed from the A1 List.

As for the symptoms of phytoplasma, they can also serve as diagnostic factors. One of the signs of infection with *Ca. Ph. prunorum* is stimulation the growth of a new shoot during the winter rest period. If the temperature drops below -5 °C in winter, the affected trees are exposed to a browning of the

Fig. 6. The almond shoot infected by *Ca. Ph. phoenicium* (left) and healthy almond shoot (right) (photo by Piero A. Bianco and M.M. Lova)
Рис. 6. Побеги миндаля: зараженный *Ca. Ph. phoenicium* (слева) и здоровый (справа) (фото Piero A. Bianco и M.M. Lova)



middle bark layer (Fig. 2), which becomes darker and increases the visible area of the lesion when the temperature drops further. In spring, leaves on infected trees are blossoming before the crack of generative buds. Leaf plates become twisted along the middle vein of the leaf (Fig. 3), irregular intercostal chlorosis is observed.

Fruits are irregularly shaped and fall off quickly (Thébaud et al., 2009; Bashkirova et al., 2018).

Special signs of *Ca. Ph. pruni* are lacerated chlorotic, cross-hatched leaves (Fig. 4). Leaves are small, with red spots, sometimes with enlarged stipulae. Fruits have a soft watery structure and a short pedicel. The formation of witch's

brooms is possible (Kirkpatrick et al., 1995; Davis et al., 2013; Marcone et al., 2014).

The most common symptoms of *Ca. Ph. phoenicium* infection are the proliferation of shoots (Fig. 6, 7) with the witch's brooms (mainly on almonds), perpendicular development of secondary buds on branches with small yellowish leaves. Early flowering can be observed, followed by earlier development of all buds of infected branches and sprouting. The fruits of the infected trees become deformed (Quaglino et al., 2015).

Phytoplasmosis control means and methods to limit distribution include the use of healthy propagative material and insect vector control. Such preventive measures will limit the spread of phytopathogenic infections. A precise description of symptoms provides a reliable basis for finding infected trees during a relevant period to inspect gardens. Effective disease control depends primarily on early and accurate identification of the disease and its cause-and-effect connections (Green et al., 1999; Arismendi, 2010).

Various biological and instrumental methods are used to study, diagnose and identify species and phytoplasmas: visual diagnostics, vaccination of infected plants with indicator plants, microscopy, immunoassay, molecular biology methods (PCR, RFLP-analysis, etc.).

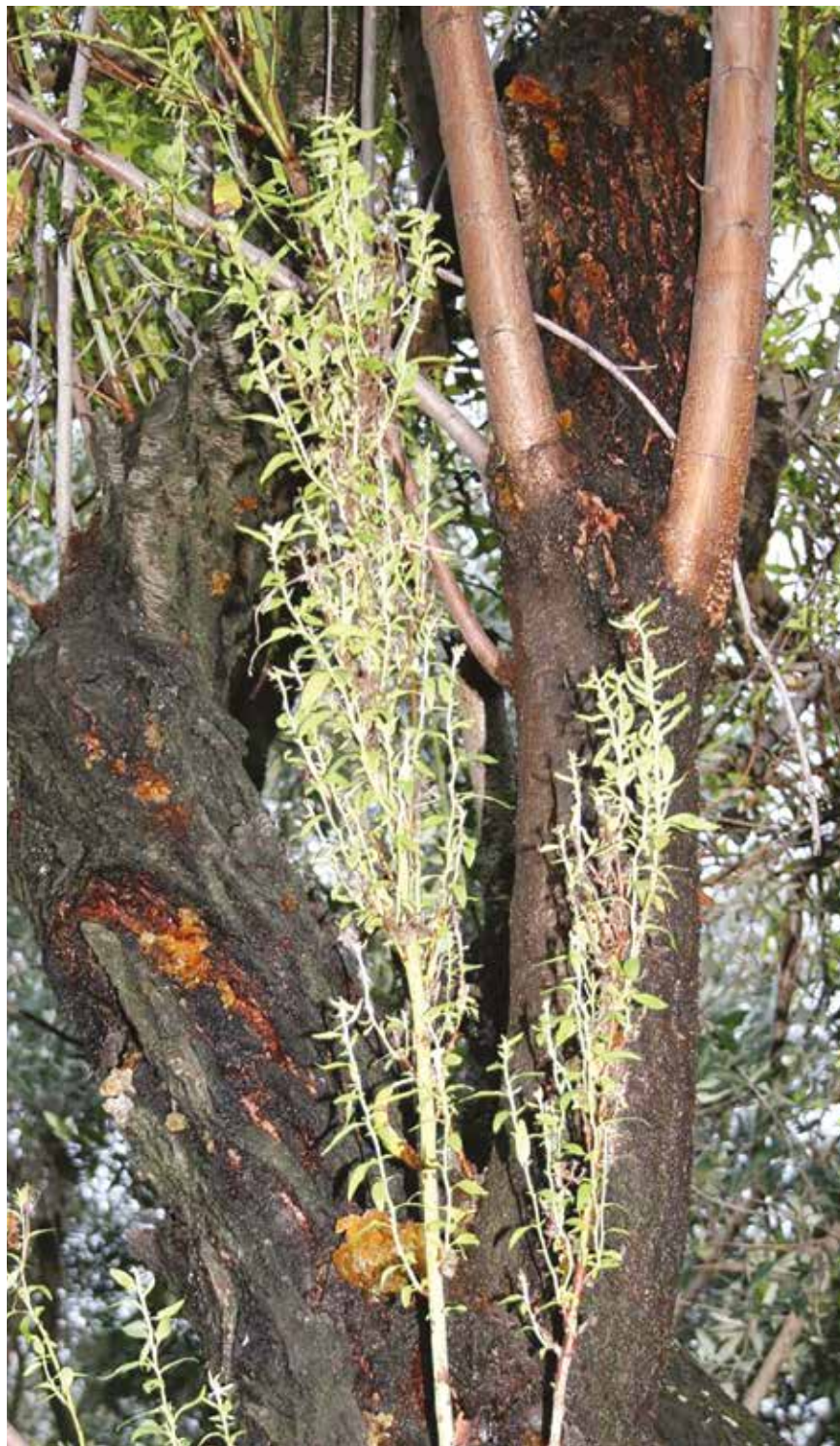
To date, VNIKR specialists can use universal primers P1/P7 with subsequent RFLP analysis and sequencing (Deng and Hiruki, 1991; Brzin et al., 2003). The last of the above mentioned molecular and genetic methods, if necessary, will allow to analyze the imported propagative material and to monitor the existing plants of stone fruit crops in the territory of the Russian Federation. It should be noted that in Russia research was carried out to identify the phytoplasma of the chlorotic leafroll of peach, but the literature data did not confirm a positive result.

References

1. Bashkirova I.G., Matyashova G.N., Zavriev S.K., Ryazantsev D.Y.,

Fig. 7. Symptoms of the witches' broom on the almond tree caused by Ca. Ph. phoenicium (photo by Piero A. Bianco and M.M. Lova)

Рис. 7. Симптомы «ведьминых метел» на миндальном дереве, вызванные Ca. Ph. phoenicium (фото Piero A. Bianco и M.M. Lova)



- Shneyder Y.A. Testing systems for the detection of apple and pear phytoplasmas // Plant protection and quarantine, 2018. Issue 7. P. 40-41.
2. European and Mediterranean Plant Protection Organization: Official site [Electronic resource] / European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2018. Access mode: <https://www.eppo.int> (access date: 21.09.2018).
3. Centre for Agriculture and Bioscience International [Electronic resource] / CABI, 2018. Access mode: <https://www.cabi.org> (access date: 18.10.2018).
4. Abou-Jawdah Y., Abou-Fakhr E., Sobh H., Lova M.M., Vercesi A., Bianco P.A. Almond witches' broom phytoplasma ('*Candidatus Phytoplasma phoenicium*') : a real threat to almond, peach and nectarine // 21st International Conference on Virus and other Graft Transmissible Diseases of Fruit Crops. Julius-Kühn-Archive, 2010. Vol. 427. P. 418-420.
5. Abou-Jawdah Y., Sobh H., Akkary M. Blackwell Publishing Ltd First report of Almond witches' broom phytoplasma ('*Candidatus Phytoplasma phoenicium*') causing a severe disease on nectarine and peach trees in Lebanon // Bulletin OEPP/EPPO Bulletin, 2009. Vol. 39. P. 94-98.
6. Arismendi N., Andrade N., Riegel R., Carrillo R. Presence of a phytoplasma associated with witches' broom diseases in *Ugni molinae* Turcz. and *Gaultheria phillyreifolia* (Pers.) // Sleumer determined by DAPI, PCR and DNA sequencing, 2010. Vol. 70 (1). P. 26-33.
7. Bashkirova I.G., Matyashova G.N., Gins M.S. Detection and Identification of Phytoplasmas from the Apple Proliferation Group on Fruit Crop // Russian Agricultural Sciences, 2018. Vol. 44. P. 326-330.
8. Bertaccini A., Duduk B., Paltrinieri S., Contaldo N. Phytoplasmas and Phytoplasma Diseases a Severe Threat to Agriculture // American Journal of Plant Sciences, 2014. Vol. 5. № 12. P. 1763-1788.
9. Brzin J., Ermacora P., Osler R., Loi N., Ravnikar M., Petrovic N. Detection of apple proliferation by ELISA and PCR in growing and dormant apple trees // Plant Diseases Prot., 2003. Vol. 110. P. 476-483.
10. Davis R.E., Zhao Y., Dalry E.L., Lee I.-M., Jomantiene R., Douglas S.M. '*Candidatus Phytoplasma pruni*', a novel taxon associated with X-disease of stone fruits, *Prunus* spp.: multilocus characterization based on 16S rRNA, *secY*, and ribosomal protein genes // International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 2013. Vol. 63. P. 766-776.
11. Deng S., Hiruki C. Amplification of 16S rRNA genes from culturable and nonculturable mollicutes // Microbiological Methods, 1991. Vol. 14. P. 53-61.
12. Green M.J., Thompson D.A., MacKenzie D.J. East and efficient DNA extraction from woody plants for the detection of phytoplasmas by polymerase chain reaction // Plant Disease, 1999. Vol. 83. P. 482-485.
13. Hodgetts J., Dickinson M. Phytoplasma Phylogeny and Detection Based on Genes other than 16S rRNA // Phytoplasmas: Genomes, Plant Hosts and Vectors (eds P.G. Weintraub and P. Jones). CABI, 2010. P. 93-113.
14. IRPCM Phytoplasma/Spiroplasma Working Team "Phytoplasma Taxonomy Group '*Candidatus Phytoplasma*', a taxon for the wall-less, non-helical prokaryotes that colonize plant phloem and insects" // International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 2004. Vol. 54. P. 1243-1255.
15. Kirkpatrick B.C., Uyemoto J.K., Purcell A.H. X-disease // "Compendium of Stone Fruit Disease" (J.M. Ogawa, E.I. Zehr, G.W. Bird, D.F. Richie, K. Uriu, J.K. Uyemoto, eds.). APS Press, St. Paul, MN, USA, 128 pp., 1995. P. 57-58.
16. Marccone C., Guerra L.J., Uyemoto J.K. Phytoplasmal diseases of peach and associated phytoplasma taxa // Journal of Plant Pathology, 2014. Vol. 96 (1). P. 15-28.
17. Marccone C., Jarausch B., Jarausch W. '*Candidatus Phytoplasma prunorum*', the causal agent of European stone fruit yellows: an overview // Journal of Plant Pathology, 2010. Vol. 92 (1). P. 19-34.
18. Quaglino F., Kube M., Jawhari M., Abou-Jawdah Y., Siewert C., Choueiri E., Sobh H., Casati P., Tedeschi R., Lova M.M., Alma A., Bianco P.A. '*Candidatus Phytoplasma phoenicium*' associated with almond witches' broom disease: from draft genome to genetic diversity among strain populations // BMC Microbiology, 2015. Vol. 15. P. 148.
19. Tedeschi R., Picciau L., Quaglino F., Abou-Jawdah Y., Lova M.M., Jawhari M., Casati P., Cominetti A., Choueiri E., Abdul-Nour H., Bianco P.A., Alma A. A cixiid survey for natural potential vectors of '*Candidatus Phytoplasma phoenicium*' in Lebanon and preliminary transmission trials // Annals of Applied Biology, 2015. Vol. 166 (3). P. 372-388.
20. Thébaud G., Yvon M., Alary R., Sauvion N., and Labonne G. Efficient transmission of '*Candidatus Phytoplasma prunorum*' is delayed by eight months due to a long latency in its host-alternating vector // Phytopathology, 2009. Vol. 99. P. 265-273.
21. Varga K., Kölber M., Martini M., Pondrelli M., Ember I., Tökes G., Lazar J., Mikulas J., Szendrey G., Schweigert A., Bertaccini A. Phytoplasma identification in Hungarian grapevines by two nested-PCR systems // Proceedings of the 13th Meeting of ICVG. Adelaide, 2000. P. 113-115.
22. Verdin E., Salar P., Danet J.-L., Choueiri E., Jreijiri F., Zammer S.E., Gélie B., Bové J.M., Garnier M. '*Candidatus Phytoplasma phoenicium*' sp. nov., a novel phytoplasma associated with an emerging lethal disease of almond trees in Lebanon and Iran // International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 2003. Vol. 53 (3). P. 833-838.
23. Zhao Y., Wei W., Davis R.E., Lee I.-M. Recent Advances in 16S rRNA Gene-based Phytoplasma Differentiation, Classification and Taxonomy // Phytoplasmas: Genomes, Plant Hosts and Vectors (eds P.G. Weintraub and P. Jones). CABI, 2010. P. 64-92.

БАКТЕРИОЗЫ – ВОЗБУДИТЕЛИ БОЛЕЗНЕЙ ЗЕРНОБОБОВЫХ КУЛЬТУР И РАЗРАБОТКА МЕТОДОВ ИХ ДИАГНОСТИКИ

Е.В. Каримова, старший научный сотрудник НМОФ ФГБУ «ВНИИКР»

И.М. Игнатьева, научный сотрудник лаборатории бактериологии ИЛЦ ФГБУ «ВНИИКР»

Аннотация. Российская Федерация экспортирует зерно зернобобовых культур в страны, в фитосанитарных требованиях которых часто прописано обязательное отсутствие возбудителей бактериальных болезней зернобобовых культур. В данной статье кратко рассмотрены биолого-морфологические особенности возбудителей основных бактериальных болезней зернобобовых культур, растения-хозяева, симптомы, ущерб и методы диагностики возбудителей.

Ключевые слова. *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola*, *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*, зернобобовые культуры, бактерия, возбудитель болезни.

В последние годы внимание к зернобобовым культурам возросло в связи с необходимостью ликвидации белкового дефицита в питании и кормлении сельскохозяйственных животных. Зерно зернобобовых культур – высокопитательный и концентрированный продукт и корм для сельскохозяйственных животных. Основная часть запасаемого зернобобовыми белка создается за счет азота воздуха в результате симбиотической деятельности клубеньковых бактерий.

Необходимость всестороннего анализа возбудителей бактериальных болезней зернобобовых культур, включающего в себя анализ вероятности их проникновения на территорию Российской Федерации с различными видами продукции, анализ вероятности акклиматизации в конкретных регионах России с учетом специфики абиотических и биотических факторов, анализ вероятности разностороннего влияния на экономику России, анализ состояния окружающей среды

и анализ социальной обстановки на территории страны определяет необходимость разработки современных методов диагностики бактериозов.

Контроль распространения вредных организмов играет важную роль в охране сельского хозяйства и окружающей среды. Актуальность данной темы в том, что РФ экспортирует зерно зернобобовых в разные страны, которые предъявляют фитосанитарные требования, в частности, отсутствие возбудителей бактериальных болезней в зерне зернобобовых на семенные цели.

Основные бактериальные болезни зернобобовых вызывают возбудители ржаво-бурой пятнистости листьев фасоли *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (рис. 1), угловатой бактериальной пятнистости фасоли

Pseudomonas savastanoi pv. *phaseolicola* (рис. 2) и бактериального ожога фасоли *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* (рис. 3).

Данные патогены вызывают снижение урожая и качества зерна зернобобовых культур и являются очень важными с точки зрения экономики. Контроль бактериозов возможен при использовании свободных от возбудителей болезней семян и соблюдении севооборота. Эффективные химические средства защиты в настоящее время отсутствуют. Интродукция фитопатогенных бактерий в новые регионы может произойти с семенным материалом (главным образом фасоли и сои), зараженным бактериальной инфекцией в латентном состоянии, что может вызвать серьезные проблемы при производстве зернобобовых культур.

Рис. 1. Симптомы *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (foto Harveson et al., 2015)
Fig. 1. Symptoms of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (photo by Harveson et al., 2015)





Рис. 2. Симптомы *P. savastanoi* pv. *phaseolicola* (фото К. Науманна, Ашерслебен, Германия)
 Fig. 2. Symptoms of *P. savastanoi* pv. *phaseolicola* (photo by K. Naumann, Ashersleben, Germany)

Изучаемые бактериозы имеют большое фитосанитарное значение для южной зоны Евразийского экономического союза и зон культивирования *Phaseolus* spp.

Возбудитель ржаво-бурой пятнистости листьев фасоли *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* был включен Европейской и Средиземноморской организацией по карантину и защите растений (ЕОКЗР) в Список А2 карантинных объектов (<https://www.eppo.int>). Карибская комиссия по карантину и защите растений и Межафриканский совет по фитосанитарии также относят возбудителя ржаво-бурой пятнистости листьев фасоли к карантинным видам.

Основными и наиболее восприимчивыми к ржаво-бурой пятнистости листьев фасоли (бактериальному заболеванию сои) хозяевами являются растения рода *Phaseolus* spp., в особенности фасоль обыкновенная *Phaseolus vulgaris*, фасоль огненно-красная *P. coccineus*, фасоль луновидная *P. lunatus*, горох обыкновенный *Pisum sativum*, вигна угловатая (адзуки) *Vigna angularis*, маш (бобы мунг) *V. radiata*, черный маш (урд) *V. mungo*, коровий горох *V. unguiculata*, соя культурная *Glycine max*, лобия *Lablab purpureus*. Заболевание отмечалось на растениях рода *Ipomoea*, в частности *Ipomoea violacea*, также ложная марихуана *Zornia*.

Большинство культурных и диких форм вышеперечисленных растений широко распространено на территории России.

Первые упоминания о заболевании, поражающем фасоль, датиру-

ются началом XX в. Возбудитель *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* был выявлен, но не акклиматизировался в Греции и Венгрии. Бактериоз распространен в странах Северной и Южной Америки, Европы, в некоторых странах Африки. На территории Российской Федерации был зафиксирован в начале 1980-х гг. на сое на территории Дальнего Востока и некоторых южных регионах (Никитина, Щелко, 1982). Для установления конкретной зоны распространения возбудителя на территории Российской Федерации мониторинг не проводился.

Главный способ распространения бактерии *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* на новые территории – семена растений рода *Phaseolus* spp., сои, гороха и др.

Возбудитель ржаво-бурой пятнистости листьев фасоли сохраняется как на поверхности, так и внутри семян, оставаясь жизнеспособным при чрезвычайно неблагоприятных условиях окружающей среды. Доказано, что бактериоз сохраняет свою жизнеспособность при хранении зараженных семян в лабораторных условиях в течение 24 лет (<https://www.eppo.int>).

Возбудитель *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* способен сохраняться в почве в неблагоприятный для бактерий зимний период по меньшей мере в течение двух лет при севообороте «бобовые культуры – пшеница». Возбудитель бактериоза сохраняется в растительных остатках и сорной растительности.

Информация о переносчиках бактерии *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* отсутствует, однако имеются сведения,

что нематода *Meloidogyne incognita* может способствовать проникновению возбудителя в растение через механические повреждения. Заболевание усиливается любым фактором, повреждающим растение (люди, животные, сельхозоборудование и др.) (Harveson et al., 2011; Schwartz et al., 2005). Возбудитель проникает в растение через раны на корнях и наземных частях.

Бактерия *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* заражает растение в отсутствие капельно-жидкой влаги, проникновение возбудителя в растение через устьица не наблюдалось. Попадая в растение, бактерия достаточно быстро заполняет сосудистую ткань.

Бактерия на мясопептонном агаре образует желтые, круглые, гладкие, плоские или слегка выпуклые колонии, блестящие, полупрозрачные, с ровными краями. При инкубации на средах NBY и YPGA в темноте при 23 °C через 2-3 дня появляются круглые колонии размером 2-4 мм, гладкие, с целыми краями, чаще выпуклые и полупрозрачные, реже плоские и полупрозрачные (рис. 4). Окраска колоний варьирует в зависимости от температуры и уровня pH от сливочно-желтой до ярко-желтой или оранжевой, со временем темнеет.

Молодые растения фасоли (высотой 5-8 см) при заражении возбудителем *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* погибают. При заражении в более поздние фазы роста растение может выжить и сформировать зрелые семена. Заболевание характеризуется потерей тургора, увяданием листьев или их частей при высокой температуре и восстановлением состояния при сни-

жении температуры в вечерние часы. В результате закупоривания сосудов прекращается передвижение воды и питательных веществ к органам растения, листья становятся коричневыми и опадают.

На бобах фасоли симптомы более заметны (рис. 5). При визуальном здоровом виде семян они все могут быть латентно инфицированы. На молодых бобах иногда появляются водянистые пятна, которые становятся впоследствии желтовато-зелеными. На зрелых бобах повреждения более заметны: пораженные бобы становятся оливково-зеленого цвета, в то время как здоровые остаются желтыми. При системном заражении семена белосемянных сортов фасоли становятся ярко-желтыми, у сортов с окрашенными семенами изменение окраски менее заметно. Можно заметить маленькое пятнышко желтой слизи возле рубчика, форма семян также может быть изменена, они сморщиваются.

Молодые ростки фасоли, зараженные *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, увядают днем и восстанавливают тургор вечером. На нижних и позднее на верхних листьях растения появляется некроз. Некроз не проявляется при наличии водянистых пятен.

Взрослые растения не увядают, в засушливых условиях на листьях образуются маленькие хлоротические пятна. Некроз на шве бобов может привести к образованию незаполненных семян нетипичной формы.

Согласно имеющейся информации, возбудитель *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* относится к важным заболеваниям бобовых культур в США, в некоторые годы приводившим к полной гибели урожая. В 1947 г. в Айдахо были отмечены серьезные вспышки заболевания, потери урожая превысили 60%.

Имеются сведения о внезапных вспышках заболевания в США в штатах Небраска и Северная Дакота в период 2003-2006 гг. (Harveson et al., 2006, 2011).

В регионе ЕОКЗР возбудитель *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* имеет существенное значение, в особенности на бобовых растениях в Турции.

Эффективный контроль бактериоза возможен при использовании свободных от возбудителя семян и соблюдении севооборота.

Для обнаружения заболевания в течение вегетационного периода

проводят обследования (Игнатьева, Каримова, 2018). Однако по симптомам ржаво-бурую пятнистость листьев фасоли можно спутать с другими бактериальными болезнями бобовых. Кроме того, возможно скрытое заражение растений.

Для выявления и подтверждения бактериальной инфекции проводят выделение бактерий в чистую культуру (рис. 6.1, 6.2) и их лабораторное определение; используют биохимические тесты, современные методы серологической и молекулярной диагностики, такие как иммунофлуоресцентный метод (ИФ), метод полимеразной цепной реакции (ПЦР), иммуноферментный анализ (ИФА) и другие.

Иммунофлуоресцентный анализ может использоваться для подтверждения идентичности чистой

культуры предполагаемой бактерии *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*. Доступны коммерческие антисыворотки (например, Florilab, Neogen-Adgen, Plant Research International). Для проведения ИФ используют бактериальную суспензию 10^6 КОЕ/мл, что описано в стандарте ЕОКЗР РМ 7/97 (<https://www.eppo.int>).

Протоколы для проведения анализа с помощью ПЦР, разработанные Tegli et al. (2002) и Guimaraes et al. (2001), описаны в диагностическом протоколе ЕОКЗР РМ 7/102 (<https://www.eppo.int>). Метод ВОХ-ПЦР описан в стандарте ЕОКЗР РМ 7/100 (<https://www.eppo.int>). Если необходимо подтверждение и проверка патогенности идентифицированной бактерии, проводят тесты на патогенность на семенах и рассаде растений семейства бобовых.

Рис. 3. Симптомы *X. axonopodis* pv. *phaseoli* (фото Говард Ф. Шварц, bugwood.org)
Fig. 3. Symptoms of *X. axonopodis* pv. *phaseoli* (photo by Howard F. Schwartz, bugwood.org)



Бактериальный ожог фасоли
X. axonopodis pv. *phaseoli* впервые был описан в 1893 г., возбудитель заболевания был выделен в чистую культуру и идентифицирован в 1897 г. Смитом (Zaunmeyer, 1930).

X. axonopodis pv. *phaseoli* можно разделить на три группы. *X. axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* выделяет диффузный коричневый пигмент в чистой культуре, выделение которого можно увеличить тирозином (Goodwin and Sopher, 1994). Данный пигмент является результатом секреции и окисления гомогенистической кислоты в катаболическом пути тирозина. *X. axonopodis* pv. *phaseoli* var. *indica* выделяет диффузный коричневый пигмент в чистой культуре, выделение которого нельзя увеличить тирозином (Bradbury, 1986). *X. axonopodis* pv. *phaseoli* не выделяет коричневого пигмента в культуре.

Данный бактериоз поражает многие виды *Phaseolus*: горох (*Pisum sativum*), люпин многолистный (*Lupinus polyphyllus*), гиацинтовые бобы (*Lablab purpureus*). Расы *X. axonopodis* pv. *phaseoli* были зарегистрированы на вигне зонтичной (*Vigna umbellata*, *P. calcaratus*), вигне борцелистной (*Vigna aconitifolia*), маше, или бобах мунг (*V. radiata*, *P. aureus*), урде, или черном маше (*Vigna mungo*) (Bradbury, 1986). Orio et al. (1996) обнаружили восемь рас *X. axonopodis* pv. *phaseoli* на *P. acutifolius*.

Возбудитель бактериального ожога фасоли *X. axonopodis* pv. *phaseoli* распространен по всему миру – в большинстве районов, где выращивают зернобобовые культуры, за исключением засушливых тропических районов.

О возбудителе заболевания сообщалось из некоторых штатов США, многих стран Северной, Центральной и Латинской Америки, Азии и тихоокеанских островов.

Возбудитель бактериального ожога фасоли *X. axonopodis* pv. *phaseoli* является карантинным вредным организмом и входит в Список А2 ЕОКЗР, встречается локально или широко в ряде стран, производящих зернобобовые культуры.

X. axonopodis pv. *phaseoli* сохраняется на поверхности и внутри семян, на зараженных растительных остатках, поверхности растений-хозяев и других растений (Saettler, 1991).

Семена являются основным путем распространения возбудителя при заражении новых регионов и играют большую роль в сохранении жизнеспособности *X. axonopodis* pv. *phaseoli*.

Заражение цветочных почек и молодых стручков может привести к переносу *X. axonopodis* pv. *phaseoli* через соудистую систему к формирующимся семенам, что вызывает внутреннюю инфекцию (Aggour et al., 1989). Растения, выросшие из зараженных семян, имеют повреждения семядолей, узлов и первичных листьев.

Возбудитель *X. axonopodis* pv. *phaseoli* развивается на поверхности растений-хозяев и других растений (Safati, Saettler, 1980). Рост возбудителя на поверхности растений-хозяев способствует развитию популяции, способной при благоприятных условиях вызывать заражение растений. Бактерии проникают в растения через устьица или поранения, затем перемещаются в межклеточные пространства, приводя к постепенному растворению сердцевинных стеблей. Иногда бактерия из паренхимной ткани проникает в проводящую систему растения, где продолжает свое развитие в форме трахеобактериоза, вызывая системную инфекцию.

Признаки болезни проявляются на всех надземных органах растения.

При заражении молодого боба семена гнивают, сморщиваются или деформируются. При проникновении бактерий через ножку на рубчике семени можно наблюдать изменение окраски, появление желтоватых или коричневых пятен на семенной оболочке. Иногда заражение семян может быть бессимптомным.

При посеве семян, зараженных возбудителем бактериального ожога фасоли *X. axonopodis* pv. *phaseoli*, часть проростков погибает. Всходы имеют частично или полностью разрушенную точку роста, поэтому семядоли остаются склееными и растение погибает. Данный симптом известен как «змеиная головка».

При заражении в поле на настоящих листьях образуются точковидные, разрастающиеся до крупных водянистые пятна красно-бурого цвета с узким желтым ободком. Повреждения темнеют, листья быстро некротизируются и опадают. Растения, пораженные возбудителем *X. axonopodis* pv. *phaseoli*, выглядят обожженными, что является харак-

терным отличительным признаком бактериального ожога фасоли.

На бобах инфекция проявляется на любом участке в виде маленьких водянистых пятен, которые постепенно увеличиваются. Иногда пятна окружены четко выраженной узкой красно-коричневой или кирпично-красной каймой.

Бактериальный ожог фасоли *X. axonopodis* pv. *phaseoli* вызывает значительные потери урожая зернобобовых в странах умеренного, тропического и субтропического климата. Широкая распространенность возбудителя, способность вызывать значительные потери урожая, трудности, связанные с борьбой, распространение семенами и др. факторы способствовали тому, что *X. axonopodis* pv. *phaseoli* считается одним из наиболее важных патогенов зернобобовых культур во всем мире (Irigoyen, Garbagnoli, 1997).

Большие потери урожая наблюдаются при раннем заражении растений. Это связано с преждевременной дефолиацией, которая уменьшает доступную область фотосинтеза, препятствует трансллокации и снижает количество и размер семян. В результате поражения семян и бобов снижается качество продукции.

На степень вредоносности также влияет фаза роста культуры в момент заражения бактериозом: чем раньше произошло заражение, тем больших потерь урожая можно ожидать.

Бактерия *X. axonopodis* pv. *phaseoli* – грамотрицательная аэробная подвижная палочка размером 0,4–0,9 × 0,6–2,6 мкм с одним полярным жгутиком. В культуре на сложной питательной среде или среде, содержащей тирозин, *X. axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* выделяет диффузный коричневый пигмент.

Для обнаружения заболевания в течение вегетационного периода проводят обследования. Однако по симптомам бактериальный ожог фасоли можно спутать с другими бактериальными заболеваниями бобовых. Кроме того, возможно скрытое заражение растений.

Для выявления и подтверждения бактериальной инфекции проводится выделение бактерий в чистую культуру и их лабораторное определение (Игнатьева, Каримова, 2018).

Для выявления и идентификации *X. axonopodis* pv. *phaseoli* используют биохимические тесты, современные методы серологической и молекулярной диагностики, такие как иммунофлуоресцентный метод (ИФ), иммуноферментный анализ (ИФА), метод полимеразной цепной реакции (ПЦР) и другие.

Реакцию непрямо́й иммунофлуоресценции проводят с коммерческим набором фирмы Loewe (Германия).

ИФА ((DAS)-ELISA) проводят с помощью коммерческих наборов, выпускаемых фирмами Loewe Biochemica GmbH (Германия), ADGEN Phytodiagnosics, Neogen Europe Ltd. (Великобритания), согласно инструкциям производителей.

Бактерия *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* – возбудитель угловатой бактериальной пятнистости фасоли – является важным бактериальным патогеном фасоли обыкновенной.

Основными и наиболее восприимчивыми к *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* растениями-хозяевами являются растения рода *Phaseolus* spp., в особенности фасоль обыкновенная *Phaseolus vulgaris*.

По данным EPPO Global Database, возбудитель *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* включен в перечни карантинных вредных организмов в таких странах, как Бразилия, Парагвай, Уругвай, Израиль и Бахрейн, а в Чили объект включен в список ограниченно распространенных карантинных объектов на территории государства.

Внешние признаки заболевания подобны симптомам бактериального ожога фасоли *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* и сильно варьируют в зависимости от условий среды. При посеве зараженных семян бактериоз развивается системно. Иногда инфекционный процесс развивается очень быстро и выражается в хлорозе и увядании нижних листьев растений, приводящих к их преждевременному усыханию. Листья пораженных растений желтоватые, верхние листья деформированные и мозаичные. Такие растения увядают в дневное время суток, но независимо от этого могут продолжить свое развитие и успевают образовать семена с зараженным зародышем.

Локальное развитие заболевания проявляется в виде единичных бурых пятен на семядолях или многочисленных мелких (1-4 мм) маслянистых пятен на настоящих листьях, которые

впоследствии некротизируются. Наиболее характерный признак бактериоза фасоли – формирование широкого (1-3 см) бледно-зеленого ореола вокруг пятна, появляющегося в результате выделения патогеном токсинов. Ореол всегда предшествует появлению бактериальной пятнистости. На стеблях образуются продольные маслянистые полосы с красно-бурой каймой, которые у молодых растений часто растрескиваются. На бобах образуется много мелких округлых пятен, по периферии которых со временем появляется бурая кайма.

Семена недоразвитые, желтоватые или кремовые, с низкой всхожестью. На семенах могут появляться характерные мелкие бесформенные язвочки, подобные повреждениям насекомых. Из всех пораженных частей растения вытекает белый бактериальный экссудат.

Бактериальная инфекция сохраняется в семенах и пораженных растительных остатках до их разложения. В почве погибает быстро. В растение может проникать через устьица и ранки.

Импорт зерна бобовых на семенные цели – основной путь распространения заболевания. Бактерии локализируются преимущественно между семенной кожурой и семядолями, а также на поверхности семян. В сильно пораженных семенах бактерии иногда обнаруживаются в тканях семядолей.

Было описано множество процедур диагностики *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola*, но ни одна из них не является общепринятой.

Для выявления и подтверждения бактериальной инфекции проводится выделение бактерий в чистую культуру и их лабораторное определение. После 4-5 дней инкубации на среде МТ колонии *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* беловато-кремовые, плоские, округлые, 4,5-5 мм в диаметре. На среде MSP колонии округлые, светло-желтые, куполообразные (леван-положительные), блестящие, продуцируют флуоресцирующий пигмент.

Перспективным направлением идентификации патогена является анализ на основе ПЦР. Быстрый и высокоспецифичный метод может быть использован как для выявления возбудителя в экстракте семян (с использованием предварительного выделения ДНК), так и для

прямого анализа бактериальных смывов и идентификации суспензий чистых культур.

Исследование, основанное на анализе ПЦР, способствует проведению быстрой и достоверной диагностики *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola*.

Сотрудники ФГБУ «ВНИИКР» разрабатывают современные высокочувствительные методы выявления и идентификации возбудителей ржаво-бурой пятнистости листьев фасоли *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, угловатой бактериальной пятнистости фасоли *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* и бактериального ожога фасоли *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*, что позволит проводить лабораторную экспертизу подкарантинного материала при импорте его в РФ (Игнатьева, Каримова, 2018). При проведении лабораторных валидационных испытаний используют штаммы из бактериальной коллекции ФГБУ «ВНИИКР», насчитывающей более трехсот единиц (рис. 7.1, 7.2).

Существенное влияние на достоверность результатов диагностики оказывает выбор праймеров и оптимизация состава ПЦР-смеси. Различные наборы для выделения ДНК характеризуются определенным уровнем чувствительности. Диагностические тест-системы различаются по степени взаимодействия праймеров с реакционной смесью. Для корректной работы диагностического набора необходимо проводить валидацию тест-системы для определения аналитической чувствительности (рис. 8), аналитической специфичности, селективности, повторяемости и воспроизводимости. Важно также, чтобы тест-система была удобной для проведения стандартной лабораторной экспертизы, а приготовление реакционной смеси занимало как можно меньше времени.

Литература

1. Aggour A.R., Coyne D.P., Vidaver A.K., Eskridge K.M. Transmission of the common blight pathogen in bean seed // Journal of the American Society of Horticultural Sciences, 1989. № 114. P. 1002-1008.
2. Bradbury J.F. Guide to Plant Pathogenic Bacteria. Wallingford, UK: CAB International, 1986.
3. CABI Author(s) Sun Suli; Zhi Ye; Zhu Zhen Dong; Jin Jing; Duan Can Xing; Wu Xiao Fei; Wang Xiao Ming.



Рис. 4. Разная окраска колоний бактерий *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* на среде NBY (фото Harveson et al., 2015)

Fig. 4. Different colours of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* colonies in NBY medium (photo by Harveson et al., 2015)

4. Cafati C.R., and Saettler A.W. Effect of host on multiplication and distribution of bean common blight bacteria // *Phytopathology*, 1980. № 70. P. 675-679.

5. EPPO A1 and A2 Lists of Pests Recommended for Regulation as Quarantine Pests, PM 1/2 (27), European and Mediterranean Plant Protection Organization, Paris, France, September 2018.

6. Gardan L., Bollet C., Ghorrah M.A., Grimont F. & Grimont P.A.D. DNA relatedness among pathovar strains of *Pseudomonas syringae* subsp. *savastanoi* Janse and proposal of *Pseudomonas savastanoi* sp. nov. // *International Journal of Systematic Bacteriology*, 1992. № 4. P. 602-612.

7. Harveson R.M., Schwartz H.F., Vidaver A.K., Lambrecht P.A., and Otto K. New outbreaks of bacterial wilt of dry beans in Nebraska observed from field infections // *Plant Dis.*, 2006. № 90. P. 681.

8. Harveson R.M., Schwartz H.F., and Urrea C.A. Bacterial wilt of dry beans in western Nebraska. NebGuide G05-1562-A (revised). Coop. Ext. Serv., Univ. of Nebr, Lincoln, 2011.

9. International Rules for Seed Testing. 7-023: Detection of *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* in *Phaseolus vulgaris* (bean) seed. Validated Seed Health Testing Methods, 2018.

10. Irigoyen E.D. and Garbagnoli C. Common bacteriosis in bean (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli*

[E.F. Smith] Dowson): detection, infection and transmission through seeds. *Fitopatologia*, 1997.

11. Mohan S.K., Schaad N.W. An improved Agar Plating Assay for Detecting *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* and *Ps.* pv. *phaseolicola* in Contaminated Bean Seed // *Phytopathology*, 1987. № 77. P. 139-1395.

12. Opio A.F., Allen D.J. and Teri J.M. Pathogenic variation in *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli*, the causal agent of common bacterial blight in Phaseolus Beans // *Plant Pathology*, 1996. № 45. P. 1126-1133.

13. Goodwin P.H., Sopher C.R. Brown pigmentation of *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* associated with homogentisic acid // *Canadian Journal of Microbiology*, 1994. № 40 (1). P. 28-34.

14. Prosen D., Hatziloukas E., Schaad N.W., Panopoulos N.J. Specific detection of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* DNA in bean seed by polymerase chain reaction-based amplification of a phaseolotoxin gene region. *Phytopathology*, 1993. № 83. P. 965-70. //

15. Publisher American Phytopathological Society (APS Press), St. Paul, USA Citation Plant Disease, 2017, 101, 1. P. 95-102.

16. Saettler A.W. Common bacterial blight // Hall R., ed. *Compendium of Bean Diseases*. St. Paul, USA: APS Press, 1991. P. 29-30.

17. Saettler A.W., Schaad N.W. and Roth D.A. Detection of Bacteria in Seed

and Other Planting Material. APS Press, St. Paul, MN, 1989.

18. Schaad N.W. *Laboratory Guide for Identification of Plant Pathogenic Bacteria*. 2nd ed. APS Press, St. Paul, MN, 1988.

19. Schaad N.W., Cheong S.S., Tamaki S., Hatziloukas E., Panopoulos N.J. A combined biological and enzymatic amplification (BIO-PCR) technique to detect *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* in bean seed extracts // *Phytopathology*, 1995. № 85. P. 243-248.

20. Schwartz H.F., Franc G.D., Hanson L.E. and Harveson R.M. *Disease management*, 2005. P. 109-143 // *Dry Bean Production and Pest Management*. H.F. Schwartz, M.A. Brick, R.M. Harveson, and G.D. Franc, eds. Bull. No. 562A, Colorado State Univ., Fort Collins, CO.

21. Skjerve E., Olsvik O. Immunomagnetic separation of *Salmonella* from foods // *International Journal of Food Microbiology*, 1991. № 14. P. 11-18.

22. Zaumeyer W.J. The bacterial blight of beans caused by *Bacterium phaseoli* // *Technical Bulletin US Department of Agriculture*, 1930. № 186. USDA, Washington, USA.

23. Бактериозы зернобобовых культур и меры борьбы с ними / Методические рекомендации. Ред. Павлюшин В.А. СПб.: ВИЗР, 2006. 41 с.

24. Билай В.И., Гвоздяк Р.И., Скрипаль И.Г., Краев В.Г., Элланская И.А., Зирка Т.И., Мурас В.А. Микроорганизмы – возбудители болезней растений. Ред. Билай В.И. Киев: Наукова думка, 1988. С. 254-255.

25. Игнатъева И.М., Каримова Е.В. Изучение бактериозов возбудителей болезней зернобобовых культур и разработка методов их диагностики // *Современные подходы и методы в защите растений*, 2018. С. 193-197.

26. Станчева Й. Атлас болезней сельскохозяйственных культур. София, 2003. Том 3. С. 100-102.

27. Кулакова Ю.Ю., Матяшова Г.Н., Каримова Е.Н., Комаров Д.А. Оценка фитосанитарных рисков вредных организмов, связанных с импортированием, экспортированием и перемещением зерна зернобобовых культур. М.: ФГБУ «ВНИИКР», 2017. С. 161-171, 229-239.

28. Никитина К.В., Щелко Л.Г. Труды по прикладной ботанике, генетике и селекции, 1982. № 71 (3). С. 86-88.

29. [Электронный ресурс]. <https://www.eppo.int> (дата обращения 05.09.2018).

BACTERIAL DISEASE PATHOGENS OF GRAIN LEGUMES AND DEVELOPMENT OF METHODS FOR THEIR DIAGNOSTICS

E.V. Karimova, Senior Researcher of the RMPD of FGBU "VNIKR"

I.M. Ignatyeva, Researcher of the Bacteriology Laboratory of the LTC of FGBU "VNIKR"

Abstract. *The Russian Federation exports grain legume products to countries that have phytosanitary requirements for bacterial disease pathogen absence. The article briefly considers the biological features of bacterial pathogens of grain legumes, host plants, symptoms, damage and methods of diagnostics.*

Keywords. *Curtobacterium flaccumfaciens pv. flaccumfaciens, Pseudomonas savastanoi pv. phaseolicola, Xanthomonas axonopodis pv. phaseoli, grain legumes, bacterium, disease pathogen.*

Seeds of grain legumes are a highly nutritious and concentrated product and an important component of feed for farm animals. The high content of protein in grain legumes is obtained by fixation of air nitrogen as a result of the symbiotic activity of nodule bacteria.

The development of modern diagnostics methods is required due to the need for a comprehensive analysis of bacterial pathogens of grain legumes, including the analysis of the probability of their introduction into the territory of the Russian Federation with different types of products from various countries, the analysis of the probability of establishment in specific regions of Russia, taking into account the specificity of abiotic and biotic factors, the analysis of the probability of a versatile impact on the economy of Russia, the analysis of the state of the environment and the analysis of the social situation in its territory.

Pest spread control plays an important role in the protection of agriculture and the environment. This

issue is relevant because the Russian Federation exports seeds of grain legumes to different countries that impose phytosanitary requirements, in particular, the absence of pathogens of bacterial diseases on leguminous grain for seed purposes.

The main bacterial diseases of grain legumes are caused by the bacterial tan spot of bean *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (Fig. 1), the angular leaf spot of bean *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* (Fig. 2), and the bacterial blight of bean *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* (Fig. 3).

These pathogens reduce crop yields and quality of seeds of grain legumes which makes them economically significant. Control of bacterial diseases is possible when using pathogen-free seeds and crop rotation. Effective chemical protection means against these pathogens are not currently available. The introduction of these bacteria into new regions may occur with infected seed (mainly beans and soybeans), and the infection may be latent, which could cause serious problems in grain legume production.

These bacterial diseases are of phytosanitary significance for the countries of the Eurasian Economic Union, first of all, for the cultivation area of *Phaseolus* spp.

The pathogen *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* was included into the European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) A2 List of quarantine objects (<https://www.eppo.int>). The bacterial tan spot of bean has quarantine status also for the Caribbean Plant Protection Commission

(CPPC) and Inter-African Phytosanitary Council (IAPSC).

The main and most susceptible host plants to the bacterial tan spot of bean are plants of the *Phaseolus* spp. genus, especially bush bean *Phaseolus vulgaris*, runner bean *P. coccineus*, Lima bean *P. lunatus*, field pea *Pisum sativum*, adzuki bean *Vigna angularis*, mung bean *V. radiata*, black gram *V. mungo*, black-eye pea *V. unguiculata*, soybean *Glycine max*, Australian pea *Lablab purpureus*. The disease has been reported on the plants of *Ipomoea* genus, in particular *Ipomoea violacea*, as well as *Zornia*.

The majority of cultivated and wild forms of the above-mentioned plants are widely spread in Russia.

The first mention of bean disease dates back to the early 20th century. The pathogen *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* has been identified but has not established in Greece and Hungary. Bacteriosis is common in the Americas, Europe and some African countries. On the territory of the Russian Federation it was reported in the beginning of 1980 on the soybean in the Far East and some southern regions (Nikitina, Shchelko, 1982), which, however, requires confirmation by modern methods.

The main pathway of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* to new territories is the seeds of beans, soybeans, peas and other plants.

The pathogen of the bacterial tan spot of bean preserves both on the surface and inside the seeds, remaining viable under extremely adverse environmental conditions. Bacteriosis has been shown to remain via-



Fig. 5. Changes in the colour and shape of bean seeds infected by *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (photo by Harveson et al., 2015)
 Рис. 5. Изменение цвета и формы семян фасоли при поражении *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (фото Harveson et al., 2015)

ble during storage of contaminated seeds for 24 years under laboratory conditions (<https://www.eppo.int>).

The pathogen of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* is able to persist in the soil during unfavourable winter periods for at least two years in the case of “legume – wheat” crop rotation. Bacteriosis is preserved in plant debris and weeds.

There is no information about the vectors of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, but there is evidence that *Meloidogyne incognita* nematode may contribute to the penetration of the pathogen into the plant through wounds. The disease is exacerbated by any factor damaging the plant (human, animal, agricultural equipment, etc.) (Harveson et al., 2011; Schwartz et al., 2005). The pathogen penetrates the plant through damaged roots and ground parts.

C. flaccumfaciens pv. *flaccumfaciens* infects the plant in the absence of drip-liquid water, while penetration of the pathogen into the plant through stomata was not observed.

Once in the plant, the bacterium fills the vascular tissue quickly enough.

The bacterium forms yellow, round, smooth, flat or slightly convex colonies on the meat peptone agar that are shiny, translucent, with even edges. When incubated on NBY and YPGA media in the dark at 23 °C, round colonies appear 2-3 days later, 2-4 mm, smooth with whole edges, more often convex and translucent, less often flat and translucent (Fig. 4). The colouration of colonies varies depending on temperature and pH, from creamy yellow to bright yellow or orange, which becomes darker with time.

Young bean plants (5-8 cm high) die overwhelmingly when infected with *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*. When infected in later growth phases, the plant can survive and form mature seeds. The disease is characterized by the loss of turgor, wilting of leaves or their parts at high temperature and restoration of the condition at a low temperature in the evening hours. As a result of

clogging of vessels, the movement of water and nutrients to the plant organs stops, leaves become brown and fall off.

The symptoms are more evident on bean seeds (Fig. 5). If the seeds are visually healthy, they can all be infected with a latent infection. Watery spots sometimes appear on young seeds which subsequently become yellowish-green, on mature plants damage is more evident – they become olive-green colour while healthy seeds remain yellow. With systemic infestation, the seeds of white seed bean varieties become bright yellow; the change in colour is less noticeable in varieties with coloured seeds. In the latter case, a small spot of yellow slime near the scar may be noticeable, the shape of the seeds may also be altered, wrinkled.

The plants wilt during the day and regenerate the turgor in the evening, when young bean sprouts become infected with *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*. There is a necrosis



Fig. 6.1. Bacterial colonies of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* on YPGA medium (photo by I.M. Ignatyeva, FGBU "VNIICR")

Рис. 6.1. Колонии бактерий *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* на среде YPGA (фото И.М. Игнатъевой, ФГБУ «ВНИИКР»)

of the lower and later upper leaves of the plant. Necrosis is not pronounced when there are watery spots.

Adult plants do not wilt, small chlorotic spots are formed on leaves under dry conditions. Necrosis at the bean seam may result in the formation of atypical, unfilled seeds.

According to available information, *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* is one of the most important leguminous diseases in the United States, which in some years led to the complete loss of crops. In 1947, in Idaho, there have been serious outbreaks of the disease, and yield losses exceeded 60%.

There are reports about the sudden outbreak of the disease in the United States in Nebraska and North Dakota in the period from 2003 to 2006 (Harveson et al., 2006, 2011).

In the EPPO region, the pathogen of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* is significant, particularly in legumes in Turkey.

Effective bacteriosis control is possible with the use of bacteria-free seeds and crop rotation.

To detect the disease during the growing season, examinations are carried out (Ignatyeva, Karimova, 2018). However, the symptoms of the bacterial tan spot of bean can be confused with other legume bacterial diseases. In addition, there may be a hidden plant contamination.

To detect and confirm bacterial infection, bacteria are isolated in a pure culture (Fig. 6.1, 6.2) and identified in laboratories; biochemical tests, modern methods of serological and molecular diagnostics such as immunofluorescence assay (IFA), polymerase chain reaction (PCR), enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) and others are used.

Immunofluorescence assay (IFA) can be used to confirm the identity of the pure culture of the suspected bacterium *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*. Commercial antisera are available (e.g. Florilab, Neogen-Adgen, Plant Research International). For IFA a bacterial suspension of 10^6 CFU/ml is used, as described in EPPO PM 7/97 (<https://www.eppo.int>).

Protocols for PCR analysis developed by Tegli et al. (2002) and Guimaraes et al. (2001) are described in EPPO PM 7/102 diagnostic protocol (<https://www.eppo.int>). BOX-PCR is described in EPPO RM 7/100 (<https://www.eppo.int>). If it is necessary to confirm and check the pathogenicity of the identified bacteria, pathogenicity tests are carried out on the seeds and seedlings of the Fabaceae family plants.

The bacterial blight of bean caused by *X. axonopodis* pv. *phaseoli* was first described in 1893, and the pathogen was isolated in a pure culture and identified in 1897 by Smith (Zaunmeyer, 1930).

X. axonopodis pv. *phaseoli* is usually divided into three groups. *X. axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* produces diffuse brown pigment in a pure culture, which is the result of the secretion and oxidation of homogenistic acid, an intermediate in the catabolic pathway of tyrosine; and the pigment production can be increased with tyrosine (Goodwin, Sopher, 1994). *X. axonopodis* pv. *phaseoli* var. *indica* produces a diffuse brown pigment in a pure culture, the secretion of which cannot be increased by tyrosine (Bradbury, 1986). *X. axonopodis* pv. *phaseoli* does not produce brown pigment in a culture.

This bacteriosis affects many *Phaseolus* species, pea (*Pisum sativum*), garden lupin (*Lupinus polyphyllus*), Australian pea (*Lablab purpureus*). Races of *X. axonopodis* pv. *phaseoli* were reported on rice bean (*Vigna umbellata*, *P. calcaratus*), mat bean (*Vigna aconitifolia*), green gram and mung bean (*V. radiata*, *P. aureus*), black gram (*Vigna mungo*) (Bradbury, 1986). Opio et al. (1996) identified eight races of *X. axonopodis* pv. *phaseoli* on *P. acutifolius*.

The bacterial blight of bean *X. axonopodis* pv. *phaseoli* is common throughout the world, in most areas where grain legumes are grown, except in arid tropical areas.

The pathogen has been reported from some states in the United States, many countries in North, Central and Latin America, Asia and the Pacific Islands.

The bacterial blight of bean *X. axonopodis* pv. *phaseoli* is a quarantine pest and is listed in the EPPO

List A2; it is found locally or widely in a number of countries producing grain legumes in the EPPO region.

The bacterial blight of bean *X. axonopodis* pv. *phaseoli* is retained on and inside seeds, contaminated plant residues, surfaces of host plants and other plants (Saettler, 1991).

Seeds are the main pathway of the pathogen to new regions. In addition, seeds play a major role in the viability of *X. axonopodis* pv. *phaseoli*.

Infection of the flower buds and young pods can lead to the transfer of *X. axonopodis* pv. *phaseoli* through the vascular system to the formation of seeds, which causes an internal infection (Aggour et al., 1989). Plants grown from contaminated seeds have damaged seed lobes, knots and primary leaves.

The pathogen *X. axonopodis* pv. *phaseoli* develops on the surface of host plants and other plants (Cafati, Saettler, 1980). The growth of the pathogen on the surface of host plants contributes to the development of a population that can, un-

der favourable conditions, cause an infestation of plants. The bacteria penetrate the plants through the stomach or wounds, then move to intercellular spaces, leading to the gradual dissolution of the stem core. Sometimes some bacteria from parenchymal tissue penetrates the conductive system of the plant, where it continues to develop in the form of tracheobacteriosis and causes systemic infection.

Disease symptoms appear on all the above-ground organs of the plant.

When a young bean is infected, the seeds tend to rot, wrinkle or deform. When bacteria penetrate the funicle on the seed cicatrice, you can see a change in colour, yellowish or brownish spots on the seed coat. Sometimes seed infection can be asymptomatic.

When sowing seeds infected with the bacterial blight of bean *X. axonopodis* pv. *phaseoli*, some seedlings die. Shoots have a partially or completely destroyed growth point, so the seed lobes remain glued together

and the plant dies. This symptom is known as "snake head".

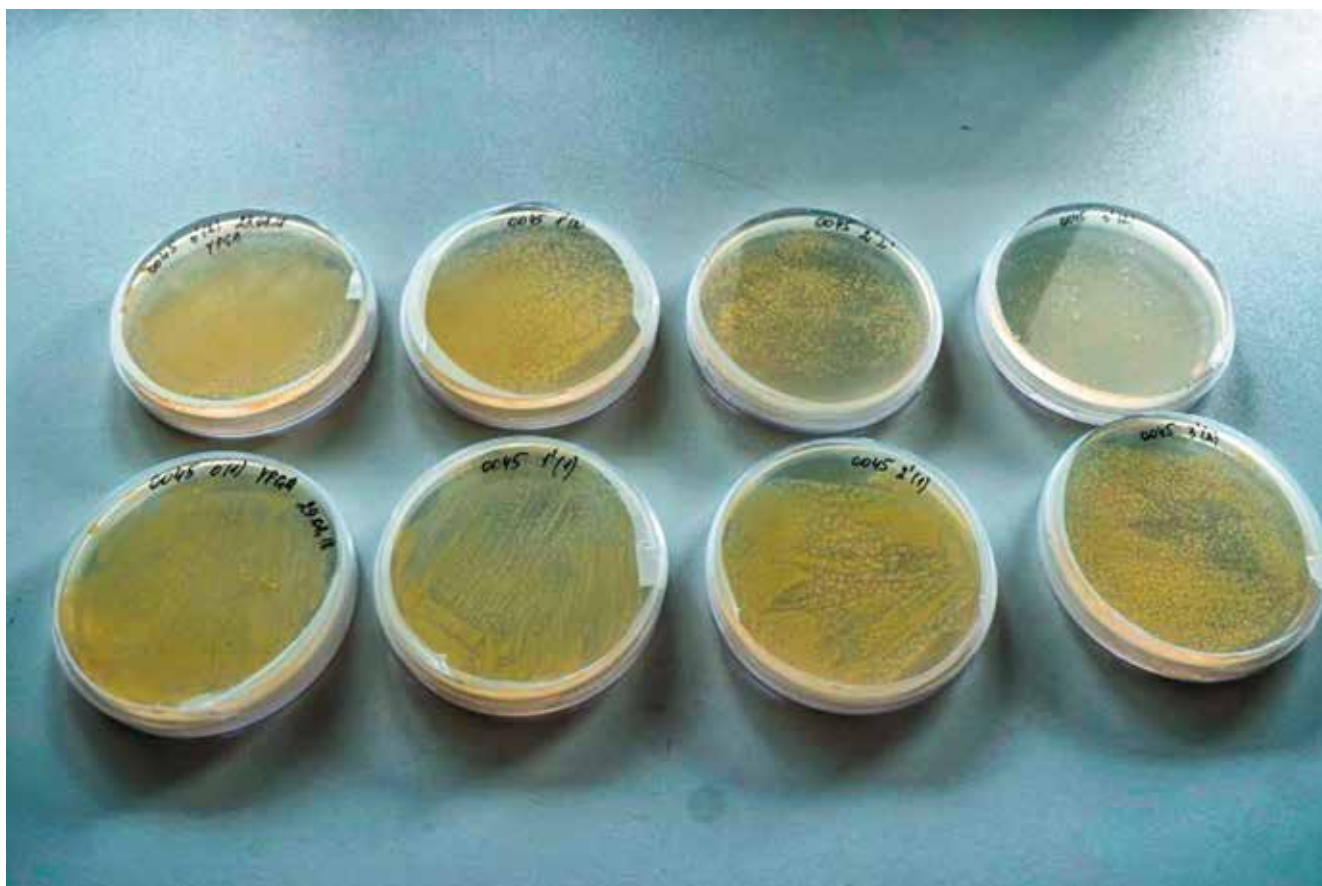
When the real leaves are contaminated in the field punctures that grow to large, reddish-brown water spots with a narrow yellow rim from on them. Damaged places get darker, leaves quickly necrotize and fall off. Plants affected by *X. axonopodis* pv. *phaseoli* look burned, which is a characteristic feature of bacterial blight of bean.

Infection can occur in any part of the seed in the form of small watery spots, which gradually increase. Sometimes the spots are surrounded by a distinctly narrow red-brown or brick-red border.

The bacterial blight of bean *X. axonopodis* pv. *phaseoli* causes significant losses of grain legumes in temperate, tropical and subtropical climates. The high prevalence of the pathogen, its ability to cause significant crop losses, difficulties in control, seed dispersal, etc. have made *X. axonopodis* pv. *phaseoli* one of the most important pathogens for

Fig. 6.2. Bacterial colonies of *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* on YPGA medium, sowing with rearing (photo by I.M. Ignatyeva, FGBU "VNIKR")

Рис. 6.2. Колонии бактерий *C. flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* на среде YPGA, посев с разведениями (фото И.М. Игнатъевой, ФГБУ «ВНИИКР»)



grain legumes worldwide (Irigoyen, Garbagnoli, 1997).

Large losses of crop yield are observed during an early infestation of plants. This is due to premature defoliation, which reduces the available area of photosynthesis, prevents translocation and reduces the number and size of seeds. As a result, the quality of products is reduced.

The degree of harmfulness is also affected by the growth phase of the culture at the time of infection with bacteriosis: the earlier the infection occurred, the greater crop losses can be expected.

Bacteria *X. axonopodis* pv. *phaseoli* are gram-negative, aerobic, mobile rods with size 0.4-0.9 x 0.6-2.6 µm, with one polar flagellum. *X. axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* produces a diffuse brown pigment in a

culture of complex or tyrosine-containing nutrient media.

To detect the disease during the growing season, examinations are carried out. However, the symptoms of the bacterial blight of bean can be confused with other bacterial legume diseases. In addition, there may be a hidden plant contamination.

In order to detect and confirm bacterial infection, bacteria are extracted into a clean culture and identified in the laboratory (Ignatyeva, Karimova, 2018).

To detect and identify *X. axonopodis* pv. *phaseoli*, they use biochemical tests, advanced serological and molecular diagnostic techniques such as immunofluorescence assay (IFA), immunoassay (ELISA), polymerase chain reaction (PCR) and others.

Indirect immunofluorescence reactions are carried out with commercial kits of Loewe company, Germany.

IFA ((DAS)-ELISA) is carried out using commercial kits manufactured by Loewe Biochemica GmbH (Germany), ADGEN Phytodiagnos-tics, Neogen Europe Ltd. (The UK) according to the manufacturer's instructions.

Bacterium *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* is an important bacterial pathogen of bush beans and causes angular leaf spot of bean.

The main and most susceptible host plants to *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* are plants of the *Phaseolus* spp. genus, in particular, the bush bean *Phaseolus vulgaris*.

According to EPPO Global Database, *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* is included in the list of quarantine pests in such countries as Brazil, Paraguay, Uruguay, Israel and Bahrain, while in Chile the object is included in the list of quarantine objects with limited distribution.

External symptoms of the disease are similar to those of the bacterial light of bean of *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*. Symptoms vary greatly depending on environmental conditions. When sowing infected seeds, bacteriosis develops systematically. Sometimes the infectious process develops very quickly and is expressed in chlorosis and wilting of the lower leaves of plants, leading to premature drying. The leaves of the affected plants are yellowish, the upper leaves are deformed and mosaic. Such plants wilt during the daytime, but regardless of this can continue their development and have time to form seeds with an infected embryo.

Local development of the disease is manifested in the form of single brown spots on the seeds or numerous, small (1-4 mm), oily spots on these leaves, which subsequently necrotize. The most characteristic feature of bean bacteriosis is the formation of a wide (1-3 cm) pale green halo around the stain, which appears as a result of the release of pathogenic toxins. The halo always precedes the appearance of bacterial spots. The stems form longitudinal oily stripes with red-brown edging, which are often cracked in young

Fig. 7.1. Collection of phytopathogenic bacteria of FGBU "VNIIKR", placed for long-term storage by cryopreservation method (-70 °C) in the freezing chamber (photo by I.M. Ignatyeva, FGBU "VNIIKR")

Рис. 7.1. Коллекция фитопатогенных бактерий ФГБУ «ВНИИКР», заложённых на длительное хранение методом криоконсервации (-70 °C), размещение в морозильной камере (фото И.М. Игнатъевой, ФГБУ «ВНИИКР»)



plants. Many small, rounded spots are formed on the beans, on the periphery of which a brown border appears with time.

Seeds are underdeveloped, yellowish or creamy, with low germination. Seeds may have characteristic small, shapeless ulcers that look like insect damage. A white bacterial exudate flows out of all affected parts of the plant.

Bacterial infection persists in the affected plant residues and seeds. In contaminated plant residues, the pathogen persists until decomposition. It dies quickly in the soil. It can penetrate plants through the stomata and wounds.

Import of legume grain for seed purposes is the main pathway of the disease. Bacteria are mainly located between the seed coat and the seed lobes, as well as on the surface of the seeds. In severely affected seeds, bacteria are sometimes found in the tissues of the seeds.

Many procedures have been described for the diagnostics of *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola*, but none of them are commonplace.

In order to detect and confirm bacterial infection, bacteria are extracted into a clean culture and identified in the laboratory. After 4-5 days of



Fig. 7.2. Collection of phytopathogenic bacteria of FGBU "VNI IKR", placed for long-term storage by the method of cryopreservation (-70 °C) in a cryostand (photo by I.M. Ignatyeva, FGBU "VNI IKR")

Рис. 7.2. Коллекция фитопатогенных бактерий ФГБУ «ВНИИКР», заложенных на длительное хранение методом криоконсервации (-70 °C), размещение в криостативе (фото И.М. Игнатъевой, ФГБУ «ВНИИКР»)

MT medium incubation, *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* colonies are whitish-cream, flat, rounded, 4.5-5 mm in diameter. On the MSP medium the colonies are rounded, light yellow, dome-shaped

(levan-positive), shiny, produce fluorescent pigment.

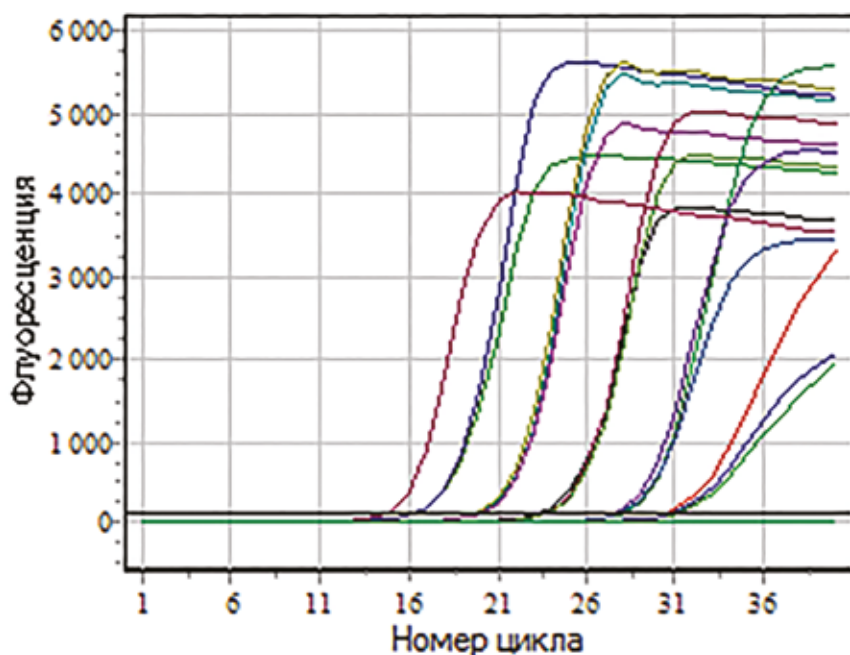
A promising direction of pathogen identification is PCR-based analysis. The rapid and highly specific method can be used to identify the pathogen in the seed extract (using preliminary DNA extraction), as well as for direct analysis of bacterial washing material and identification of pure crop suspensions.

PCR-based analysis provides quick and reliable diagnostics of *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola*.

Employees of research laboratories of FGBU "VNI IKR" carry out the development of modern highly sensitive methods of detection and identification of the bacterial tan spot of bean *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, the angular leaf spot of bean *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* and the bacterial blight of bean *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*, which allows to carry out laboratory studies of imported regulated articles – grain legumes (Ignatyeva, Karimova, 2018). During laboratory validation tests strains from the bacteriological collection of FGBU "VNI IKR" are used, which includes more than three hundred plant pathogenic strains (Fig. 7.1, 7.2).

Fig. 8. Results of determination of analytical sensitivity of test-systems for identification of phytopathogenic bacteria taking *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* as an example

Рис. 8. Результаты определения аналитической чувствительности тест-систем для идентификации фитопатогенных бактерий на примере *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*



The choice of primers and optimization of PCR mixture composition have a significant impact on the reliability of diagnostic results. Different DNA extraction kits are characterized by their sensitivity level. Diagnostic test systems differ in the degree of interaction of primers with the reaction mixture. For correct operation of the diagnostic kit, it is necessary to carry out validation of the test system in order to determine the analytical sensitivity (Fig. 8), analytical specificity, selectivity, repeatability and reproducibility. It is also important that the test system is convenient for standard laboratory examination and that the preparation of the reaction mixture takes as little time as possible.

References

1. Aggour A.R., Coyne D.P., Vidaver A.K., Eskridge K.M. Transmission of the common blight pathogen in bean seed // Journal of the American Society of Horticultural Sciences, 1989. № 114. P. 1002-1008.
2. Bradbury J.F. Guide to Plant Pathogenic Bacteria. Wallingford, UK: CAB International, 1986.
3. CABI Author(s) Sun Suli; Zhi Ye; Zhu Zhen Dong; Jin Jing; Duan Can Xing; Wu Xiao Fei; Wang Xiao Ming.
4. Cafati C.R., and Saettler A.W. Effect of host on multiplication and distribution of bean common blight bacteria // Phytopathology, 1980. № 70. P. 675-679.
5. EPPO A1 and A2 Lists of Pests Recommended for Regulation as Quarantine Pests, PM 1/2 (27), European and Mediterranean Plant Protection Organization, Paris, France, September 2018.
6. Gardan L., Bollet C., Ghorrah M.A., Grimont F. & Grimont P.A.D. DNA relatedness among pathovar strains of *Pseudomonas syringae* subsp. *savastanoi* Janse and proposal of *Pseudomonas savastanoi* sp. nov. // International Journal of Systematic Bacteriology, 1992. № 4. P. 602-612.
7. Harveson R.M., Schwartz H.F., Vidaver A.K., Lambrecht P.A., and Otto K. New outbreaks of bacterial wilt of dry beans in Nebraska observed from field infections // Plant Dis., 2006. № 90. P. 681.
8. Harveson R.M., Schwartz H.F., and Urrea C.A. Bacterial wilt of dry beans in western Nebraska. NebGuide G05-1562-A (revised). Coop. Ext. Serv., Univ. of Nebr, Lincoln, 2011.
9. International Rules for Seed Testing. 7-023: Detection of *Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* in *Phaseolus vulgaris* (bean) seed. Validated Seed Health Testing Methods, 2018.
10. Irigoyen E.D. and Garbaglioli C. Common bacteriosis in bean (*Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* [E.F. Smith] Dowson): detection, infection and transmission through seeds. Fitopatologia, 1997.
11. Mohan S.K., Schaad N.W. An improved Agar Plating Assay for Detecting *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* and *P. s.* pv. *phaseolicola* in Contaminated Bean Seed // Phytopathology, 1987. № 77. P. 139-1395.
12. Opio A.F., Allen D.J. and Teri J.M. Pathogenic variation in *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli*, the causal agent of common bacterial blight in Phaseolus Beans // Plant Pathology, 1996. № 45. P. 1126-1133.
13. Goodwin P.H., Sopher C.R. Brown pigmentation of *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* associated with homogentisic acid // Canadian Journal of Microbiology, 1994. № 40 (1). P. 28-34.
14. Prosen D., Hatziloukas E., Schaad N.W., Panopoulos N.J. Specific detection of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* DNA in bean seed by polymerase chain reaction-based amplification of a phaseolotoxin gene region // Phytopathology, 1993. № 83. P. 965-70.
15. Publisher American Phytopathological Society (APS Press), St. Paul, USA Citation Plant Disease, 2017, 101, 1. P. 95-102.
16. Saettler A.W. Common bacterial blight // Hall R., ed. Compendium of Bean Diseases. St. Paul, USA: APS Press, 1991. P. 29-30.
17. Saettler A.W., Schaad N.W. and Roth D.A. Detection of Bacteria in Seed and Other Planting Material. APS Press, St. Paul, MN, 1989.
18. Schaad N.W. Laboratory Guide for Identification of Plant Pathogenic Bacteria. 2nd ed. APS Press, St. Paul, MN, 1988.
19. Schaad N.W., Cheong S.S., Tamaiki S., Hatziloukas E., Panopoulos N.J. A combined biological and enzymatic amplification (BIO-PCR) technique to detect *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* in bean seed extracts // Phytopathology, 1995. № 85. P. 243-248.
20. Schwartz H.F., Franc G.D., Hanson L.E. and Harveson R.M. Disease management, 2005. P. 109-143 // Dry Bean Production and Pest Management. H.F. Schwartz, M.A. Brick, R.M. Harveson, and G.D. Franc, eds. Bull. No. 562A, Colorado State Univ., Fort Collins, CO.
21. Skjerve E., Olsvik O. Immunomagnetic separation of *Salmonella* from foods // International Journal of Food Microbiology, 1991. № 14. P. 11-18.
22. Zaumeyer W.J. The bacterial blight of beans caused by *Bacterium phaseoli* // Technical Bulletin US Department of Agriculture, 1930. № 186. USDA, Washington, USA.
23. Grain legume bacteriosis and control measures / Methodological guidelines. Ed. Pavlyushin V.A. SPb.: VIZR, 2006. P. 41.
24. Bilai V.I., Gvozdyak R.I., Skripal I.G., Kraev V.G., Ellanskaya I.A., Zirka T.I., Muras V.A. Microorganisms - plant pathogens. Ed. Bilai V.I. Kiev: Naukova dumka, 1988. P. 254-255.
25. Ignatyeva I.M., Karimova E.V. Bacterial Disease Pathogens of Grain Legumes Research and Development of Methods for Their Diagnostics. Actual paths and methods in plant protection, 2018. P. 193-197.
26. Stancheva Y. Atlas of diseases of agricultural crops. Sofia, 2003. Vol. 3. P. 100-102.
27. Kulakova Y.Y., Matyashova G.N., Karimova E.V., Komarov D.A. PRA of Pests, Related to the Import, Export and Movement of Grain legumes. M.: FGBU "VNIKR", 2017. P. 161-171, 229-239.
28. Nikitina K.V., Shchelko L.G. Applied Botany, Genetics and Selection Works. 1982. № 71 (3). P. 86-88.
29. [Electronic resource]. European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2018. Access mode: <https://www.eppo.int> (access date 05.09.2018).

НЕПОВИРУС КОЛЬЦЕВОЙ ПЯТНИСТОСТИ МАЛИНЫ RASPBERRY RINGSPOT VIRUS – НОВЫЙ КАРАНТИННЫЙ ОРГАНИЗМ, ВКЛЮЧЕННЫЙ В СПИСОК ЕАЭС

Ю.Н. Приходько, ведущий научный сотрудник НМОФ ФГБУ «ВНИИКР»

К.О. Тихонова, научный сотрудник НМОФ ФГБУ «ВНИИКР»

Аннотация. *Неповирус Raspberry ringspot virus является карантинным вредным организмом, включенным в 2018 году в Единый перечень карантинных объектов Евразийского экономического союза.*

В статье кратко рассмотрены биологические особенности неповируса кольцевой пятнистости малины (RpRSV), его распространенность и растения-хозяева. Приведены симптомы RpRSV на основных растениях-хозяевах.

Ключевые слова. *Неповирус, вирус кольцевой пятнистости малины, РНК, переносчики, растения хозяева, симптомы.*

Неповирус кольцевой пятнистости малины (RpRSV) входит в Перечень регулируемых некарантинных организмов Российской Федерации, в 2018 году включен в Перечень А1 карантинных объектов Евразийского экономического союза. Данный патоген имеет статус карантинного объекта в Канаде, США, Норвегии, Турции, Украине и Чили.

RpRSV, впервые описанный на малине в Шотландии (Cadman, 1956), является представителем подгруппы А рода *Nepovirus* семейства *Secoviridae*.

Вирионы RpRSV изометрической формы, с 5- или 6-гранной конфигурацией, диаметром 28-30 нм (рис. 1). Единственный белок оболочки имеет молекулярную массу 54 кДа (Murant, 1978).

Геном RpRSV состоит из двух молекул РНК (РНК-1 и РНК-2) с молекулярной массой соответственно 8,48 kb и 4,24 kb. Обе геномные РНК необходимы для инфекционного процесса. Расшифрована полная последовательность нуклеотидов РНК-1 и РНК-2 виноградно-вишневого штамма, РНК-2 шотландского штамма (Blok et al., 1992; Wetzels et al., 2006), а также частичная последовательность нуклеотидов РНК-2 ряда других изолятов этого вируса (Scott et al., 2000).

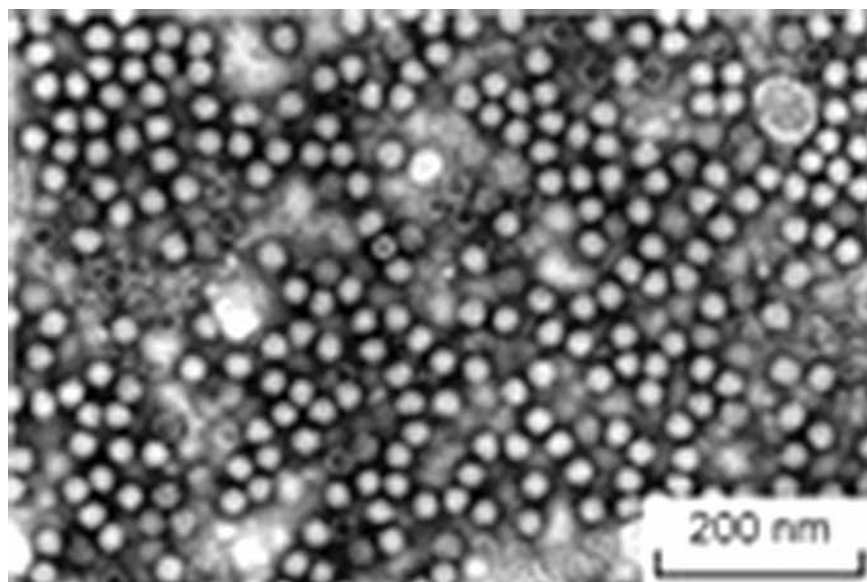
Геномная организация RpRSV типична для представителей рода *Nepovirus*. Обе геномные РНК имеют 3'-концевую поли(А)-тракт

и не транслирующийся участок на 5'-конце. РНК-1 содержит 4 гена, кодирующих РНК-полимеразу, протеиназу, NTR-связывающий протеин и 5'-концевой ковалентно связанный протеин. В состав РНК-2 входят два гена, кодирующих транспортный белок и белок оболочки.

РНК-1 кодирует детерминанты, определяющие круг растений-хозяев, переносимость семенами и тип симптомов, а РНК-2 – детерминанты, определяющие переносимость нематодами, серологическую специфичность и тип симптомов (Harrison et al., 1972; Murant et al., 1978).

Рис. 1. Вирионы RpRSV (Murant et al., 1978)

Fig. 1. RpRSV virions (Murant et al., 1978)



RpRSV инфицирует все ткани и органы растений-хозяев, включая семена, пыльцу и меристемы. В зараженных клетках вирус образует включения, различимые в световом микроскопе. Эти включения могут агрегатироваться с рибосомами и эндоплазматическим ретикулюмом и часто окружены мембранами. Как правило, вирионы RpRSV сосредоточены в цитоплазме клеток (Murant et al., 1978).

На большие расстояния RpRSV распространяется с зараженным посадочным материалом и с семенами некоторых растений. Еще одним источником инфекции может являться почва на корнях саженцев и почвенный субстрат в контейнерах с укорененными растениями, в котором могут сохраняться нематоды – переносчики RpRSV.

Природными переносчиками RpRSV являются нематоды *Longidorus elongatus*, *Longidorus macrosoma* и *Paralongidorus maximus*, относящиеся к семейству Longidoridae (Brunt et al., 1996).

Нематода *Longidorus elongatus* широко распространена в Европе (EFSA, 2013). В европейской части Российской Федерации этот вид также достаточно часто встречается на плодовых, ягодных культурах и дикорастущих растениях (Приходько, Метлицкая, 1994), что обуславливает постоянную опасность заражения вирусом здоровых растений.

Нематода *Longidorus macrosoma* распространена в 13 странах Европы (EFSA, 2013). Имеется сообщение о выявлении этого вида в ризосфере растений малины и земляники лесной в Воронежской области (Brown et al., 1990).

Установлено, что RpRSV переносится с семенами малины (может быть заражено до 18% семян), земляники (35-49%), сои культурной *Glycine max* (до 7,2%), сои уссурийской *Glycine soja* (до 20%), петунии *Petunia violacea* (до 16,5%), а также с семенами сорных растений – пастушьей сумки *Capsella bursa-pastoris* и звездчатки средней *Stellaria media*. Зараженные семена являются важнейшим способом сохранения RpRSV в природе (Lister, Murant, 1967; Phatak, 1974).

RpRSV легко передается также прививкой и механической инокуляцией соком больных растений, но не сохраняется в воде, растительных остатках и в почве (Brunt et al., 1996).

В Великобритании идентифицировано три штамма RpRSV, заражающих малину:

- типовой, или шотландский, штамм (Scottish strain) переносится нематодой *Longidorus elongatus*;

- английский штамм (English strain) переносится нематодой *Longidorus macrosoma*, отличается от шотландского штамма серологически;

- штамм желтой пятнистости малины сорта Ллойд Джордж (Lloyd George yellow blotch strain) заражает сорта малины, иммунные к шотландскому штамму, серологически идентичен шотландскому штамму, переносится нема-



Рис. 2. Симптомы на листьях малины сорта Malling Jewel, вызванные заражением RpRSV (фото Scottish Horticultural Research Institute, Великобритания)
 Fig. 2. Symptoms on raspberry leaves of the Malling Jewel variety caused by RpRSV infection (photo by Scottish Horticultural Research Institute, Great Britain)

тодой *Longidorus elongatus* (Murant et al., 1978; Brunt et al., 1996).

Известны вишневый и виноградный штаммы RPRSV, а также целый ряд других изолятов этого вируса со специфическими и генетическими особенностями. Различия между штаммами RPRSV преимущественно обусловлены наличием генетических различий в гене белка оболочки их изолятов (Scott et al., 2000).

Растениями – хозяевами RPRSV являются следующие виды (EFSA, 2013; CBI, 2018; EPPO, 2018):

а) плодовые культуры: черешня (*Prunus avium*), вишня (*Prunus cerasus*), абрикос (*Prunus armeniaca*), слива домашняя (*Prunus domestica*), персик (*Prunus persica*), миндаль (*Prunus dulcis*), лавровишня (*Prunus laurocerasus*);

б) ягодные культуры: малина (*Rubus idaeus*), земляника садовая (*Fragaria x ananassa*), земляника лесная (*Fragaria vesca*), смородина красная (*Ribes rubrum*), смородина черная (*Ribes nigrum*), крыжовник (*Ribes uva-crispa*), ежевика (*Rubus fruticosus*, *Rubus procerus*, *Rubus sachalinensis*), другие виды *Rubus*, смородина кроваво-красная (*Ribes sanguineum*);

в) виноград (*Vitis vinifera*) (Murant, 1978);

г) овощные культуры: тыква (*Cucurbita pepo*), артишок (*Cynara cardunculus* var. *scolymus*);

д) травянистые цветочные растения: нарцисс (*Narcissus pseudonarcissus*), флокс (*Phlox* spp.), золотая розга гигантская (*Solidago gigantea*), петуния (*Petunia x hybrida*), астильба (*Astilbe* spp.), георгин (*Dahlia* spp.), дельфиниум (*Delphinium* spp.);

е) декоративные кустарниковые растения: бузина черная (*Sambucus nigra*), вейгела (*Weigela* spp.), форзиция (*Forsythia x intermedia*), роза (*Rosa* spp.), бирючина (*Ligustrum vulgare*, *Ligustrum vulgare* 'Atrovirens', *Ligustrum ovalifolium*), волчеягодник (*Daphne odora*, *Daphne burkwoodii*), бобовник (*Laburnum* spp.);

ж) дикорастущие сорные растения: пастушья сумка (*Capsella bursa-pastoris*), ясколка обыкновенная (*Cerastium vulgatum*), незабудка полевая (*Myosotis arvensis*), горец вьюнковый (*Polygonum convolvulus*), торица полевая (*Spergula arvensis*), звездчатка средняя (*Stellaria media*), вероника

пашенная (*Veronica agrestis*), вероника персидская (*Veronica persica*), марь (*Chenopodium* sp.), горец почечуйный (*Polygonum persicaria*), молочай (*Euphorbia peplus*).

Наиболее часто RPRSV выявляли на малине, землянике садовой, смородине, черешне, винограде, нарциссе, вейгеле и бирючине (CABI, 2018).

В условиях средней полосы России на молодых листьях растений **малины**, зараженных RPRSV, образуются ярко-желтые пятна, располагающиеся на переплетении жилок и у краев листовых пластинок. Ткани листьев вокруг этих пятен деформируются. На взрослых листьях в средней части побегов развивается хлоротический рисунок в виде полос и вытянутых колец. Часто листья становятся морщинистыми (рис. 2-3). Характерной особенностью является образование на некоторых сортах вдоль жилок с нижней стороны листьев листоподобных выростов – энаций. Пораженные растения становятся карликовыми, на наиболее восприимчивых сортах развивается курчавость листьев,



Рис. 3. Симптомы на листьях малины сорта Абrikосовая, вызванные комплексной инфекцией неповирусов мозаики резухи и кольцевой пятнистости малины (фото К.О. Тихоновой)

Fig. 3. Symptoms on raspberry leaves of Abrikosovaya variety caused by complex infection of raspberry mosaic and raspberry ringspot nepoviruses (photo by K.O. Tikhonova)

урожайность их резко снижается (Помазков, 1975; Кузнецова и др., 1974).

У растений *Rubus sachalinensis* симптомы заражения RpRSV сходны с таковыми у малины красной (Gordejchuk et al., 1977).

У зараженных растений **ежевика** (*Rubus procerus*) сорта Himalaya Giant развивается прогрессирующая карликовость (Cadman, 1960).

На **землянике** симптомы существенно варьируют в зависимости от вегетационного периода, сорта и штамма RpRSV. На листьях растений ряда сортов развиваются отчетливые хлоротические пятна, кольца и линейные узоры. Иногда развивается обширный хлороз, который может либо ограничиваться отдельными сегментами листа, либо охватывать всю листовую пластинку. Главными симптомами являются сильная прогрессирующая карликовость и возможность гибели растений (Lister, 1970).

На **красной смородине** RpRSV вызывает болезнь под названием «ложковидность листьев красной смородины» (spoon leaf of red currant). В первые 1-2 года после заражения на растениях красной смородины развиваются симптомы в виде ярко-желтой мозаики и кольцевой пятнистости (рис. 4). В последующие годы зараженные растения проявляют симптомы деформации листьев, тогда как мозаика и кольцевая пятнистость исчезают. Деформация листьев сильно варьирует в зависимости от сорта смородины и штамма вируса. Листья некоторых сортов проявляют лишь небольшое сокращение числа зубчиков, тогда как листья восприимчивых сортов становятся почти округлыми с очень слабой зубчатостью. Край таких листьев обычно загибаются вверх или вниз, приобретая ложковидную форму.

На растениях **крыжовника** сорта Whyndham's Industry в Нидерландах RpRSV вызывал мозаику листьев; ягоды были мелкими и созревали очень поздно; зараженные растения плохо росли и обычно в течение нескольких лет погибали (Converse, 1987).

На листьях **черной смородины** сортов Бурая, Ликерная и При-



Рис. 4. Кольцевая пятнистость на листьях красной смородины, вызванная заражением RpRSV (фото М. Schroder, Landwirtschaftliches Technologiezentrum Augustenberg, Германия)

Fig. 4. Ringspot on red currant leaves caused by RpRSV infection (photo by M. Schroder, Landwirtschaftliches Technologiezentrum Augustenberg, Germany)

морский Чемпион RpRSV ранней весной вызывал симптомы желтой кольцевой пятнистости, которые затем трансформировались в симптомы желтой крапчатости (Gordejchuk et al., 1977). В Финляндии в результате заражения RpRSV на листьях растений черной смородины весной развивались желто-зеленые кольца, пятна и линейный рисунок из коротких полос. В летний период эти симптомы исчезали (Bremer, 1983).

На **черешне** RpRSV самостоятельно или в комплексе с илар-вирусами некротической кольцевой пятнистости косточковых (PNRSV) и карликовости сливы (PDV) вызывает болезнь Пфеллингера, или рашпилевидность листьев. На листьях зараженных деревьев первоначально развиваются хлоротические пятна в сочетании с деформацией листьев (рис. 5). Затем листья зараженных деревьев обычно уменьшаются в размере, становятся узкими и жесткими, на верхушках побегов часто собраны в розетки.

В зависимости от чувствительности сортов на нижней стороне листьев развиваются мало- или многочисленные энации различной величины, приуроченные к центральной жилке (рис. 6). Зараженные растения имеют изреженную крону и угнетенный вид (Grunger, Buser, 2015).

На растениях **винограда** RpRSV вызывает желтую мозаику и деформацию листьев, практически идентичные симптомам вееролистности винограда. На высоко восприимчивых сортах эти симптомы сочетаются с угнетением роста побегов и значительным сокращением числа ягод (рис. 7) (Wetzel, Krczal, 2007).

На зараженных растениях **розы** развивается хлоротическое пожелтение жилок и прогрессирующая карликовость (рис. 8) (von Barga et al., 2015).

Растения **нарцисса, форзиции и бирючины обыкновенной** RpRSV заражает преимущественно в бессимптомной форме (CABI, 2018).

Согласно данным ЕОКЗР (EPPO, 2018), Raspberry ringspot

virus в настоящее время зарегистрирован в следующих странах:

Европа: Албания, Беларусь, Болгария, Великобритания, Германия, Греция, Ирландия, Италия, Латвия, Люксембург, Нидерланды, Норвегия, Португалия, Российская Федерация, Сербия, Турция, Финляндия, Франция, Чехия, Швейцария.

Азия: Казахстан.

Включение RpRSV в Перечень карантинных объектов, отсутствующих на территории ЕАЭС, вызывает большие сомнения.

В Российской Федерации RpRSV был широко распространен в 50-70-е годы прошлого века (Помазков, 1975; Кузнецова и др., 1974), что было взаимосвязано с интродукцией зараженных клонов малины английской селекции, а также смородины и крыжовника голландской селекции. В последние годы, в связи с широким внедрением в производство сортов ягодных культур отечественной селекции и системы производства оздоровленного посадочного материала, распространенность этого вируса в нашей стране несколько снизилась, однако о его выявлении по-прежнему имеются многочисленные сообщения в отечественной литературе.

Так, RpRSV был выявлен при обследовании насаждений малины в Московской, Ленинградской и Самарской областях (Приходько, 2002). RpRSV выявляли методом ИФА в коллекционных насаждениях красной смородины научных учреждений в Московской области и в аналогичных насаждениях черной смородины в Московской, Орловской и Самарской областях (Суркова, 1994). Распространенность RpRSV в коллекционных насаждениях крыжовника также была оценена как высокая (Приходько, Суркова, 1994). В результате проведенного серомониторинга RpRSV был выявлен в коллекционных насаждениях сирени и чубушника научных учреждений в городах Москвы и Подмосковья (Мельникова, Приходько, 2006). В Российской Федерации RpRSV выявляли также на розе (Келдыш, 1994) и георгиине (Шатило, 1991). В коллекции

ГБС РАН (г. Москва) зараженность RpRSV растений некоторых сортов розы достигала 41% (Червякова, Келдыш, 1994).

Согласно последним данным, RpRSV был выявлен на малине в Московской, Рязанской и Брянской областях соответственно в 19,0, 8,2 и 49,5% образцов из 216, 44 и 78 протестированных.

В Московской области встречаемость RpRSV на пяти основных сортах малины варьировала от 17,5 до 29,4% (Упадышев и др., 2014; Тихонова, 2016; Тихонова и др., 2016). При совместном заражении RpRSV и вирусом кустистой карликовости малины (RBDV) продуктивность некоторых сортов малины снижалась до 44% (Тихонова и др., 2016).

В Республике Беларусь RpRSV широко распространен в насаждениях Института садоводства. Так, девять протестированных сортов черной смородины были заражены этим вирусом на 100%. Зараженность сортов красной смородины варьировала от 5 до 100%, а зараженность малины составила в среднем 29,3% (Valasevich, Kolbanova, 2010).

Необходимо отметить, что все эти результаты были получены с использованием метода иммуноферментного анализа (ИФА) без дополнительной идентификации выявленных изолятов методом ПЦР.

Для уточнения фитосанитарного статуса RpRSV в Российской Федерации необходимо проведение его мониторинга на всех основных растениях-хозяевах.

В связи с импортом большого количества растений – хозяев RpRSV существует постоянная опасность проникновения новых штаммов этого вируса на территорию Российской Федерации, а наличие нематод-переносчиков обуславливает возможность его быстрого распространения в существующих насаждениях.

Для предотвращения проникновения RpRSV на территорию Российской Федерации должны практиковаться следующие фитосанитарные меры:

- посадочный и семенной материал всех растений-хозяев должен быть свободен от RpRSV;

- саженцы плодовых, ягодных, декоративных культур и винограда должны происходить из зон, мест и (или) участков производства, свободных от RpRSV;

- посадочный материал, импортируемый из ЕОКЗР, должен быть выращен в соответствии с общепризнанными схемами сертификации для косточковых плодовых культур, ягодных культур и винограда;

- растения с открытой корневой системой должны быть свободны от почвы; при ввозе растений в контейнерах почвенный субстрат должен быть проверен на отсутствие нематод-переносчиков.

Для обеспечения этих мер необходимо практиковать предотгрузочное обследование участков производства, досмотр в пункте пропуска и лабораторное исследование образцов на наличие RpRSV.

На территории Российской Федерации должны соблюдаться следующие фитосанитарные меры:

- систематические обследования насаждений растений – хозяев RpRSV с отбором и лабораторным исследованием образцов;

- выращивание семенного и посадочного материала только в местах производства, свободных от RpRSV;

- предпосадочное исследование почвы на отсутствие нематод-переносчиков.

Литература

1. Келдыш М.А. Особенности распространения неповирусов в антропогенных экосистемах // Бюллетень ГБС РАН, 1994. Вып. 169. С. 132-136.
2. Кузнецова А.А., Келдыш М.А., Помазков Ю.И. Анализ некоторых изолятов курчавости малины // Промышленная культура малины в РСФСР. М., 1974. С. 77-82.
3. Мельникова Н.Н. Вирусные болезни древесных и декоративных культур и разработка мер борьбы с ними // Автореф. дисс. ... канд. с.-х. наук. М., 2005. 23 с.
4. Мельникова Н.Н., Приходько Ю.Н. Вирусные болезни древесных декоративных культур в Подмосковье // Агроэкологические аспекты устойчивого развития АПК. Тезисы докл. науч. конф. Брянск, 2006. С. 47-50.

5. Помазков Ю.И. Вирусные болезни плодовых и ягодных культур в Нечерноземной зоне // Автореф. дисс. ... д. с.-х. наук. М., 1975. 34 с.
6. Приходько Ю.Н. Распространенность вирусных и фитоплазменных болезней на плодовых и ягодных культурах европейской части России // Доклады на отчетной сессии 2002 г. секции садоводства и виноградарства отделения растениеводства РАСХН. М., 2002. С. 209-219.
7. Приходько Ю.Н., Суркова О.Ю. Вирусные болезни крыжовника в средней полосе России // Плодоводство и ягодоводство России / Сб. науч. тр. ВСТИСП, 1994. С. 124-134.
8. Приходько Ю.Н., Метлицкая К.В. Нематоды – переносчики фитопатогенных вирусов плодовых и ягодных культур // Вестник РАСХН, 1994. № 1. С. 27-29.
9. Суркова О.Ю. Анализ распространения вредоносности, этиологии вирусных и вирусоподобных болезней красной и черной смородины и разработка мер борьбы с ними в средней полосе России // Автореф. дис. ... канд. с.-х. наук. М., 1994. 20 с.
10. Тихонова К.О. Распространенность, вредоносность вирусных болезней и эффективные методы оздоровления малины // Автореф. дис. ... канд. с.-х. наук. М., 2016. 20 с.
11. Тихонова К.О., Упадышев М.Т., Метлицкая К.В. О вредоносности вирусов на малине и оздоровлении от них // Плодоводство и ягодоводство России / Сб. науч. тр. ВСТИСП, 2015. Т. XXXIII. С. 349-353.
12. Тихонова К.О., Упадышев М.Т., Метлицкая К.В. Распространенность и вредоносность вирусов малины и современные способы ее оздоровления // Сб. науч. тр. ВСТИСП, 2016. Т. XXXXI. С. 234-238.
13. Упадышев М.Т., Метлицкая К.В., Тихонова К.О., Евдокименко С.Н. О распространенности вирусных болезней малины в Центральном регионе России // Плодоводство и ягодоводство России / Сб. науч. тр. ВСТИСП, 2014. Т. XXXVII. Ч. 2. С. 184-190.
14. Червякова О.Н., Келдыш М.А. Вирусы непогруппы на представителях родов *Rosa* и *Sorbus* // Бюллетень ГБС, 1994. Вып. 170. С. 124-129.
15. Шатило В.И. Вирусные болезни георгины и оздоровление от них методом культуры тканей // Автореф. дис. ... канд. биол. наук. М., 1991. 21 с.
16. Blok V.C., Wardell J., Jolly C.A., Manoukian A., Robinson D.J., Edwards M.L., Mayo M.A. The nucleotide sequence of RNA-2 of Raspberry ringspot nepovirus // Journal of General Virology, 1992. Vol. 73 (9). P. 2189-2194.
17. Bremer K. Viral diseases occurring on *Ribes* species in Finland // Annales Agriculturae Fenniae, 1983. Vol. 22. P. 104-109.
18. Brown D.J.F., Taylor C.E., Choleva B., Romanenko N.D. The occurrence of Longidoridae (Nematoda: Dorylaimida) in western USSR with further comments on longidorid nematodes in Europe and the Mediterranean basin // Nematologia Mediterranea, 1990. Vol. 18. P. 199-207.
19. Brunt A.A., Crabtree K., Dallwitz M.J., Gibbs A.J., Watson L. and Zurcher E.J. Raspberry ringspot nepovirus // Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database. Version: 20th August 1996. <http://biology.anu.edu.au/Groups/MES/vide>.
20. CABI Crop Protection Compendium. <http://www.cabi.org/cpc/datasheet?/2018>.
21. Cadman C.H. Studies on the etiology and mode of spread of Scottish raspberry leaf curl disease // Journal of Horticultural Science, 1956. Vol. 31. P. 111-118.
22. Cadman C.H. Studies on the relationship between soil-borne viruses of the ringspot type occurring in Britain and continental Europe // Virology, 1960. Vol. 11. P. 653-664.
23. Converse R.H. Virus diseases of small fruits // USDA Agricultural Handbook, 1987. № 631. 277 s.
24. EPPO Global Database, 2018.
25. Gordejchuk O.G., Krylov O.V., Kyloba L.V., Samonina I.N. Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde, Infektionskrankheiten und Hygiene, 1977. Vol. 132. P. 686-707.
26. Grunder J.M., Buser A. Viroses du cerisier (*Prunus avium*) causes par des nematodes vecteurs // Station de recherche Agroscope, Switzerland, 2015. 4 s.
27. Harrison B.D., Murrant A.F., Mayo M.A. Evidence for two functional RNA species in Raspberry ringspot virus // Journal of General Virology, 1972. Vol. 16. P. 339-348.
28. Lister R.M. Soilborne viruses as pathogens in strawberry // Virus diseases of small fruits and grapevines, a handbook (Ed. by Frazier N.W.), 1970. P. 34-36.
29. Lister R.M., Murrant A.F. Seed-transmission of nematode-borne viruses // Annals of Applied Biology, 1967. Vol. 59. P. 49-62.
30. Phatak H.C. Seed-borne plant viruses-identification and diagnosis in seed health testing // Seed Sci. Technol., 1974. Vol. 2. P. 3-155.
31. Scientific opinion on the risk to plant health posed by Arabis mosaic virus, Raspberry ringspot virus, Strawberry latent ringspot virus and Tomato black ring virus to the EU territory with the identification and evaluation of risk reduction options // EFSA Journal, 2013. Vol. 11. P. 1-83.
32. Scott S.W., Zimmerman M.T., Jones A.T., Le Gall O. Differences between the coat protein amino acid sequences of English and Scottish serotypes of Raspberry ringspot virus exposed on the surface of virus particles // Virus Research, 2000. Vol. 68 (2). P. 119-126.
33. Valasevich N., Kolbanova E. Occurrence of small fruit viruses in Belarus // 21st Int. Conf. Virus and other Transmissible Diseases of Fruit Crops / Julius-Kuhn-Archiv, 2010. Vol. 427. P. 129-132.
34. von Bargen S., Demiral R., Büttner C. First detection of Raspberry ringspot virus in mosaic diseased hybrid roses in Germany // New Disease Reports, 2015. Vol. 32. P. 18-19.
35. Wetzel T., Ebel R., Moury B., Le Gall O., Endisch S., Reustle G.M., Krczal G. Sequence analysis of grapevine isolates of Raspberry ringspot nepovirus // Archives of Virology, 2006. Vol. 151. P. 599-606.
36. Wetzel T., Krczal G. Molecular biology of Raspberry ringspot virus // Plant Viruses, 2007. Vol. 1. P. 45-51.

RASPBERRY RINGSPOT VIRUS – NEW QUARANTINE ORGANISM, INCLUDED IN THE EEU LIST

Y.N. Prikhodko, Leading Researcher of NMOF FGBU “VNIKR”

K.O. Tikhonova, Researcher of NMOF FGBU “VNIKR”

Abstract. *Raspberry ringspot virus is a quarantine pest included in the Common List of the Eurasian Economic Union in 2018.*

The article briefly describes the biological characteristics of raspberry ringspot nepovirus (RpRSV), its distribution and host plants. Symptoms of RpRSV on the main host plants are presented.

Keywords. *Nepovirus, raspberry ringspot virus, RNA, vectors, host plants, symptoms.*

Raspberry ringspot virus (RpRSV) is included in the List of Regulated Non-Quarantine Organisms of the Russian Federation, and in 2018 it was included in the A1 List of Quarantine Objects of the Eurasian Economic Union. This pathogen has the status of a quarantine object in Canada, USA, Norway, Turkey, Ukraine and Chile.

RpRSV, first described on raspberry in Scotland (Cadman, 1956), is a representative of subgroup A of the genus *Nepovirus* family *Secoviridae*.

RpRSV isometric virions have 5- or 6-faceted configuration, diameter 28-30 nm (Fig. 1). The single coat protein has a molecular weight of 54 kDa (Murant, 1978).

The RpRSV genome consists of two RNA molecules (RNA-1 and RNA-2) with a molecular weight of 8.48 kb and 4.24 kb, respectively. Both genomic RNAs are necessary for the infectious process. The complete sequence of RNA-1 and RNA-2 nucleotides of the grape and cherry strains and RNA-2 of the Scottish strain has been decoded (Blok et al., 1992; Wetzels et al., 2006), as well as the partial sequence of RNA-2 nucleotides of a number of other isolates of the virus (Scott et al., 2000).

The genomic organization of RpRSV is typical of the *Nepovirus* genus. Both genomic RNAs have a 3-terminal poly(A)-tract and a nontranslated area at the 5-terminus. RNA-1 contains 4 genes coding RNA polymerase, pro-

teinase, an NTR-binding protein and a 5-terminal covalently bound protein. RNA-2 contains two genes encoding transport and coat proteins.

RNA-1 codes the determinants of host range, seed tolerance and symptom type, and RNA-2 – the determinants of nematode specificity, serological specificity and symptom type (Harrison et al., 1972; Murant et al., 1978).

RpRSV particles infect all host tissues and organs, including seeds, pollen and meristems. In infected cells, the virus forms inclusions that are visible in the light microscope. These inclusions can be aggregated with ribosomes and endoplasmic reticulum and are often surrounded by membranes. As a rule, RpRSV virions are concentrated in cellular cytoplasm (Murant et al., 1978).

Over long distances, RpRSV is distributed with contaminated planting material and the seeds of some plant. Another source of infection may be soil on the roots of seedlings and soil substrate in containers with rooted plants, which may contain nematodes that carry RpRSV.

Natural vectors of RpRSV are the nematodes *Longidorus elongatus*, *Longidorus macrosoma* and *Paralongidorus maximus* of the *Longidoridae* family (Brunt et al., 1996).

The *Longidorus elongatus* nematode is widespread in Europe (EFSA, 2013). In the European part of the Russian Federation, this species is also quite common in fruit and berry crops and wild plants (Prikhodko, Metlitskaya, 1994), which causes a constant risk of infection with healthy plants.

The *Longidorus macrosoma* nematode is distributed in 13 European countries (EFSA, 2013). This species has been reported to be found in the raspberry and strawberry rhizosphere in the Voronezh region (Brown et al., 1990).

RpRSV has been found to be transmitted with raspberry seeds (can infect up to 18% of seeds), the seeds of straw-



Fig. 5. Cherry leaves with symptoms of RpRSV infection
(photo by *Universität für Bodenkultur, Vienna, Austria; T. Hasler, Swiss Fed. Res. Station for Fruit Growing, Switzerland*)
Рис. 5. Листья черешни с симптомами заражения RpRSV
(фото *Universität für Bodenkultur, Вена, Австрия; T. Hasler, Swiss Fed. Res. Station for Fruit Growing, Швейцария*)

berries (35-49%), soybean *Glycine max* (up to 7.2%), wild soybean *Glycine soja* (up to 20%), petunia *Petunia violacea* (up to 16.5%), as well as with seeds of the weeds – shepherd's purse *Capsella bursa-pastoris* and common chickweed *Stellaria media*. Contaminated seeds are one of the most important way of preserving RpRSV in nature (Lister, Murant, 1967; Phatak, 1974).

RpRSV is also easily transmitted by grafting and mechanical inoculation of diseased plants, but is not retained in water, plant residues or soil (Brunt et al., 1996).

Three strains of RpRSV have been identified in the UK raspberry infecting strains:

- The typical, or Scottish strain, is transmitted by the nematode *Longidorus elongatus*;

- The English strain is transmitted by the nematode *Longidorus macrosoma* and differs serologically from the Scottish strain;

- Lloyd George yellow blotch strain infects raspberry varieties that are immune to the Scottish strain, is serologically identical to the Scottish strain and is transmitted by the nematode *Longidorus elongatus* (Murant et al., 1978; Brunt et al., 1996).

Cherry and grape strains of RpRSV and a number of other virus isolates with specific and genetic features are known. The differences between RpRSV strains are mainly due to genetic distinctions of the coat protein gene (Scott et al., 2000).

Host species of RpRSV are the following (EFSA, 2013; CBI, 2018; EPPO, 2018):

a) fruit crops: sweet cherry (*Prunus avium*), sour cherry (*Prunus cerasus*), apricot (*Prunus armeniaca*), plum (*Prunus domestica*), peach (*Prunus persica*), almond (*Prunus dulcis*), common laurel (*Prunus laurocerasus*);

b) berry crops: raspberry (*Rubus idaeus*), garden strawberry (*Fragaria xananassa*), wild strawberry (*Fragaria vesca*), red currant (*Ribes rubrum*), black currant (*Ribes nigrum*), gooseberry (*Ribes uva-crispa*), blackberry (*Rubus fruticosus*, *Rubus procerus*, *Rubus sachalinensis*), other species of *Rubus*, red-flowered currant (*Ribes sanguineum*);

c) common grapevine (*Vitis vinifera*) (Murant, 1978);

d) vegetable crops: pumpkin (*Cucurbita pepo*), artichoke (*Cynara cardunculus* var. *scolymus*);

e) herbaceous ornamental plants: daffodil (*Narcissus pseudonarcissus*), flox (*Phlox* spp.), early goldenrod (*Solidago gigantea*), garden petunia (*Petunia x hybrida*), astilba (*Astilbe* spp.), dahlias (*Dahlia* spp.), delphinium (*Delphinium* spp.);

f) ornamental shrubs: black elder (*Sambucus nigra*), weigela (*Weigela* spp.), border forsythia (*Forsythia x intermedia*), rose (*Rosa* spp.), common privet (*Ligustrum vulgare*, *Ligustrum vulgare* 'Atrovirens', *Ligustrum ovalifolium*), winter daphne (*Daphne odora*, *Daphne burkwoodii*), golden chain (*Laburnum* spp.);

g) wild weeds: shepherd's purse (*Capsella bursa-pastoris*), common mouse-ear chickweed (*Cerastium vulgatum*), common scorpiongrass (*Myosotis arvensis*), bearbind (*Polygonum convolvulus*), sandweed (*Spergula arvensis*), common chickweed (*Stellaria media*), procumbent speedwell (*Veronica agrestis*), common speedwell (*Veronica persica*), goosefoots (*Chenopodium* sp.), red-leg (*Polygonum persicaria*), petty spurge (*Euphorbia peplus*).

RpRSV was most commonly found on raspberries, strawberries, currants, cherries, grapes, daffodils, weigels and privet (CABI, 2018).

In the central part of Russia, young **raspberry** leaves infected with RpRSV show bright yellow spots on the vein

interlacing and at the edges of the leaf plates. Leaf tissue around these spots is deformed. On mature leaves, a chlorotic pattern in the middle part of the shoots develops in the form of stripes and elongated rings. Leaves often become wrinkled (Fig. 2-3). A characteristic feature is the formation of leaf-like growths, i.e., enations, on some varieties along the veins on the lower side of the leaves. The affected plants become dwarfed, the most susceptible varieties develop leaf curvature and their yield sharply decreases (Pomazkov, 1975; Kuznetsova et al., 1974).

In *Rubus sachalinensis* plants, symptoms of RpRSV infection are similar to those in red raspberry (Gordejchuk et al., 1977).

Infested **blackberry** plants (*Rubus procerus*) of Himalaya Giant variety develop progressive stunting (Cadman, 1960).

On **strawberries**, symptoms vary considerably depending on the vegetation period, variety and strain of RpRSV. Clear chlorotic spots, rings and linear patterns develop on the leaves of a number of plant varieties. Sometimes there is extensive chlorosis, which can either be limited to individual leaf segments or cover the entire leaf plate. The main symptoms are severe progressive stunting and the possibility of plant death (Lister, 1970).

On **red currant**, RpRSV causes a disease called spoon-shaped leaves of red currant. In the first 1-2 years after infection, red currant plants develop symptoms of bright yellow mosaic and



Fig. 6. Formation of enations on the underside of cherry leaves caused by RpRSV infection (photo by J.M. Grunder, A. Buser, 2015, Switzerland)

Рис. 6. Образование энциций на нижней стороне черешни, вызванное заражением RpRSV (фото J.M. Grunder, A. Buser, 2015, Швейцария)

ringspot spotting (Fig. 4). In subsequent years, the infected plants show symptoms of leaf deformation, while mosaic and circular spots disappear. Leaf deformation varies greatly depending on the type of currant and the virus strain. The leaves of some varieties show only a slight reduction in the number of serratures, while the leaves of susceptible varieties become almost rounded and very weakly toothed. The edges of these leaves are usually bent up or down, becoming spoon-shaped.

On **gooseberry** plants of the Whynham's Industry variety in the Netherlands, RpRSV caused leaf mosaic; the berries were small and mature very late; infected plants grew poorly and usually died within a few years (Converse, 1987).

On leaves of **black currant** of the Buraya, Likyornaya and Primorsky Champion varieties RpRSV caused symptoms of yellow ringspot spotting, which then transformed into symptoms of yellow mottling (Gordejchuk et al., 1977). In Finland, RpRSV contamination of blackcurrant leaves in spring resulted in the development of yellow and green rings, spots and linear patterns of short stripes. In summer, these symptoms disappeared (Bremer, 1983).

On **cherry**, RpRSV alone or in combination with Prunus necrotic ringpot ilarvirus (PNRSV) and Prine dwarf ilarvirus (PDV), causes Pfeffinger disease or rasp leaves. The leaves of infected trees initially develop chlorotic spots in combination with leaf deformation (Fig. 5). Leaves of infected trees then tend to shrink in size, become narrow and stiff, and are often gather in rosettes on top of the shoots. Depending on the sensitivity of the varieties, little or many enations of different sizes occurs on the underside of the leaves, confined to the central vein (Fig. 6). Infested plants have a sparse crown and a depauperated appearance (Grunger and Buser, 2015).

On **grapevine** plants, RpRSV causes yellow mosaic and leaf deformation, almost identical to the symptoms of Grapevine fanleaf virus. In highly susceptible varieties, these symptoms are combined with suppression of shoot growth and a significant reduction in the number of berries (Fig. 7) (Wetzel, Krczal, 2007).

Infected **rose** plants develop chlorotic yellowing and progressive stunting (Fig. 8) (von Barga et al., 2015).



*Fig. 7. Yellow mosaic and deformation of grapevine leaves caused by RpRSV infection (photo by T. Wetzel, G. Crkzal, 2007, Germany)
Рис. 7. Желтая мозаика и деформация листьев винограда, вызванные заражением RpRSV (фото Т. Wetzel, G. Crkzal, 2007, Германия)*

The **daffodil, forsythia** and **common privet** plants are predominantly infected by RpRSV in an asymptomatic form (CABI, 2018).

According to EPPO (2018), Raspberry ringspot virus is currently registered in the following countries:

Europe: Albania, Belarus, Bulgaria, Czech Republic, Finland, France, Germany, Greece, Ireland, Italy, Latvia, Luxembourg, Netherlands, Norway, Portugal, Russian Federation, Serbia, Switzerland, Turkey, United Kingdom.

Asia: Kazakhstan.

The inclusion of RpRSV in the list of quarantine objects absent in EEU is highly doubtful.

In the Russian Federation, RpRSV was widespread from the 1950s to 1970s years (Pomazkov, 1975; Kuznetsova et al., 1974), which was associated with

the introduction of infected raspberry clones of English selection, as well as currants and gooseberries of the Dutch selection. In the following years, due to the wide commercial development the berry crop varieties of the domestic selection and the production of the healthy planting material, the prevalence of this virus in our country has slightly decreased, however, there are still numerous reports about its detection in the domestic literature.

Thus, RpRSV was detected during the survey of raspberry plantations in Moscow, Leningrad and Samara regions (Prikhodko, 2002). RpRSV was detected by ELISA in red currant collection plantations of scientific institutions in the Moscow region and in similar black currant plantations in the Moscow, Orel and Samara regions

(Surkova, 1994). The prevalence of RpRSV in gooseberry collection plantations was also assessed as high (Prikhodko, Surkova, 1994). As a result of seromonitoring, RpRSV was found in the collection plantations of lilac and mock orange of scientific institutions in Moscow and Moscow region (Melnikova, Prikhodko, 2006). In the Russian Federation, RpRSV was also detected on roses (Keldysh, 1994) and dahlias (Shatilo, 1991). In the GBS RAS collection (Moscow), the infection of RpRSV in some rose varieties reached 41% (Chervyakova and Keldysh, 1994).

According to the latest data, RpRSV was detected on raspberry in the Moscow, Ryazan and Bryansk regions respectively in 19.0, 8.2 and 49.5% of the samples from 216, 44 and 78 tested. In the Moscow region, RpRSV abundance in the five main raspberry varieties ranged from 17.5 to 29.4% (Upadyshev et al., 2014; Tikhonova, 2016; Tikhonova et al., 2016). When RpRSV and Raspberry bushy dwarf virus (RBDV) were co-infected, the productivity of some raspberry varieties decreased to 44% (Tikhonova et al., 2016).

In the Republic of Belarus, RpRSV is widespread in the plantations of the Institute of Horticulture. Thus, nine black currant varieties tested were 100% infected with the virus. Infection of red currant varieties ranged from 5 to 100%, while raspberry infection averaged 29.3% (Valasevich and Kolbanova, 2010).

It should be noted that all these results were obtained using enzyme-linked immunoassay (ELISA) without additional identification of the detected isolates by PCR.

In order to clarify the phytosanitary status of RpRSV in the Russian Federation, it is necessary to monitor it on all main host plants.

Due to the import of a large number of host plants of RpRSV there is a constant danger of entry of new strains of the virus to the territory of the Russian Federation, and the presence of nematode vectors makes it possible to spread it quickly in existing plantations.

In order to prevent the entry of RpRSV to the territory of the Russian Federation, the following phytosanitary measures should be practiced:

- planting and seed material of all host plants should be free from RpRSV;
- plants for planting of fruit, berry, ornamental crops and grapes should

originate from areas, locations and/or production sites free of RpRSV;

- planting material imported from the EPPO region should be grown in accordance with generally accepted certification schemes for stone fruit crops, berries and grapes;

- plants with open root systems should be soil free; when importing plants in containers, the soil substrate should be checked for absence of nematode vectors.

To ensure these measures, pre-shipment inspection of production sites, entry point inspection and laboratory testing of samples for RpRSVs should be practiced.

The following phytosanitary measures should be followed in the Russian Federation:

- systematic examination of host plantations of RpRSV with sampling and laboratory testing of samples;
- cultivation of seed and planting material only in production areas free from RpRSV;

- pre-planting soil testing for the absence of nematode vectors.

References

1. Keldysh M.A. Peculiarities of spreading of nepoviruses in anthropogenic ecosystems // Bulletin of GBS RAS, 1994. Issue 169. P. 132-136.
2. Kuznetsova A.A., Keldysh M.A., Pomazkov Y.I. Analysis of some raspberry leaf curl isolates // Industrial raspberry culture in the RSFSR. M., 1974. P. 77-82.
3. Melnikova N.N. Viral diseases of woody and ornamental crops and development of measures to control them // Synopsis of thesis, PhD in Agriculture. M., 2005. 23 p.
4. Melnikova N.N., Prikhodko Y.N. Viral diseases of wood ornamental cultures in the Moscow region // Agroecological aspects of sustainable development of agro-industrial complex. Theses of scientific conference report. Bryansk.



Fig. 8. Symptoms caused by RpRSV infection on a rose (photo by S. von Barga et al., 2015, Germany)

Рис. 8. Симптомы, вызванные заражением RpRSV, на розе (фото S. von Barga et al., 2015, Германия)

- PhD in Agriculture, Bryansk, 2006. P. 47-50.
5. Pomazkov Y.I. Viral diseases of fruit and berry crops in the nonchernozem belt // Synopsis of thesis. PhD in Agriculture. M., 1975. 34 p.
 6. Prikhodko Y.N. Prevalence of viral and phytoplasmic diseases on fruit and berry crops of the European part of Russia // Reports at the 2002 reporting session of the Horticulture and Viticulture Section of the Department of Plant Industry of RAAS. M., 2002. P. 209-219.
 7. Prikhodko Y.N., Surkova O.Y. Gooseberry viral diseases in the central part of Russia // Fruit and berry growing in Russia / Coll. of research papers of the All-Russian Selection and Technology Institute of Gardening and Nurseries, 1994. P. 124-134.
 8. Prikhodko Y.N., Metlitskaya K.V. Nematodes – vectors of phytopathogenic viruses of fruit and berry crops // Bulletin of RAAS, 1994. No. 1. P. 27-29.
 9. Surkova O.Y. Analysis of harmfulness spread, etiology of viral and virus-like diseases of red and black currant and development of measures to control them in the central part of Russia // Synopsis of thesis, PhD in Agriculture. M., 1994. 20 p.
 10. Tikhonova K.O. Prevalence, harmfulness of viral diseases and effective methods of raspberry recovery. Synopsis of thesis, PhD in Agriculture. M., 2016. 20 p.
 11. Tikhonova K.O., Upadyshev M.T., Metlitskaya K.V. About harmfulness of viruses on raspberry and recovery from them // Fruit growing and berry growing in Russia / Coll. of research papers of the All-Russian Selection and Technology Institute of Gardening and Nurseries, 2015. Vol. XXXIII. P. 349-353.
 12. Tikhonova K.O., Upadyshev M.T., Metlitskaya K.V. Prevalence and harmfulness of raspberry viruses and modern methods of its recovery // Coll. of research papers of the All-Russian Selection and Technology Institute of Gardening and Nurseries, 2016. Vol. XXXXI. P. 234-238.
 13. Upadyshev M.T., Metlitskaya K.V., Tikhonova K.O., Evdokimenko S.N. About the prevalence of raspberry viral diseases in the central part of Russia // Fruit growing and berry growing in Russia / Coll. of research papers of the All-Russian Selection and Technology Institute of Gardening and Nurseries, 2014. Vol. XXXVII. Part 2. P. 184-190.
 14. Chervyakova O.N., Keldysh M.A. Nepovirus group on representatives of genera *Rosa* and *Sorbus* // Bulletin of GBS, 1994. Issue. 170. P. 124-129.
 15. Shatilo V.I. Viral diseases of dahlias and recovery from them by the method of tissue culture // Synopsis of thesis. PhD in Biology. M., 1991. 21 p.
 16. Blok V.C., Wardell J., Jolly C.A., Manoukian A., Robinson D.J., Edwards M.L., Mayo M.A. The nucleotide sequence of RNA-2 of Raspberry ringspot nepovirus // Journal of General Virology, 1992. Vol. 73 (9). P. 2189-2194.
 17. Bremer K. Viral diseases occurring on *Ribes* species in Finland // Annales Agriculturae Fenniae, 1983. Vol. 22. P. 104-109.
 18. Brown D.J.F., Taylor C.E., Choleva B., Romanenko N.D. The occurrence of Longidoridae (Nematoda: Dorylaimida) in western USSR with further comments on longidorid nematodes in Europe and the Mediterranean basin // Nematologia Mediterranea, 1990. Vol. 18. P. 199-207.
 19. Brunt A.A., Crabtree K., Dallwitz M.J., Gibbs A.J., Watson L. and Zurcher E.J. Raspberry ringspot nepovirus // Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database. Version: 20th August 1996. <http://biology.anu.edu.au/Groups/MES/vide>.
 20. CABI Crop Protection Compendium. <http://www.cabi.org/cpc/datasheet/?/2018>.
 21. Cadman C.H. Studies on the etiology and mode of spread of Scottish raspberry leaf curl disease // Journal of Horticultural Science, 1956. Vol. 31. P. 111-118.
 22. Cadman C.H. Studies on the relationship between soil-borne viruses of the ringspot type occurring in Britain and continental Europe // Virology, 1960. Vol. 11. P. 653-664.
 23. Converse R.H. Virus diseases of small fruits // USDA Agricultural Handbook, 1987. № 631. 277 s.
 24. EPPO Global Database, 2018.
 25. Gordejchuk O.G., Krylov O.V., Kyloba L.V., Samonina I.N. Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde, Infektionskrankheiten und Hygiene, 1977. Vol. 132. P. 686-707.
 26. Grunder J.M., Buser A. Viroses du cerisier (*Prunus avium*) causes par des nematodes vecteurs // Station de recherche Agroscope, Switzerland, 2015. 4 s.
 27. Harrison B.D., Murrant A.F., Mayo M.A. Evidence for two functional RNA species in Raspberry ringspot virus // Journal of General Virology, 1972. Vol. 16. P. 339-348.
 28. Lister R.M. Soilborne viruses as pathogens in strawberry // Virus diseases of small fruits and grapevines, a handbook (Ed. by Frazier N.W.), 1970. P. 34-36.
 29. Lister R.M., Murrant A.F. Seed-transmission of nematode-borne viruses // Annals of Applied Biology, 1967. Vol. 59. P. 49-62.
 30. Phatak H.C. Seed-borne plant viruses-identification and diagnosis in seed health testing // Seed Sci. Technol., 1974. Vol. 2. P. 3-155.
 31. Scientific opinion on the risk to plant health posed by Arabis mosaic virus, Raspberry ringspot virus, Strawberry latent ringspot virus and Tomato black ring virus to the EU territory with the identification and evaluation of risk reduction options // EFSA Journal, 2013. Vol. 11. P. 1-83.
 32. Scott S.W., Zimmerman M.T., Jones A.T., Le Gall O. Differences between the coat protein amino acid sequences of English and Scottish serotypes of Raspberry ringspot virus exposed on the surface of virus particles // Virus Research, 2000. Vol. 68 (2). P. 119-126.
 33. Valasevich N., Kolbanova E. Occurrence of small fruit viruses in Belarus // 21st Int. Conf. Virus and other Transmissible Diseases of Fruit Crops / Julius-Kuhn-Archiv, 2010. Vol. 427. P. 129-132.
 34. von Barga S., Demiral R., Büttner C. First detection of Raspberry ringspot virus in mosaic diseased hybrid roses in Germany // New Disease Reports, 2015. Vol. 32. P. 18-19.
 35. Wetzel T., Ebel R., Moury B., Le Gall O., Endisch S., Reustle G.M., Krczal G. Sequence analysis of grapevine isolates of Raspberry ringspot nepovirus // Archives of Virology, 2006. Vol. 151. P. 599-606.
 36. Wetzel T., Krczal G. Molecular biology of Raspberry ringspot virus // Plant Viruses, 2007. Vol. 1. P. 45-51.

АНАЛИЗ ВОЗМОЖНОСТЕЙ ФОРМИРОВАНИЯ ОЧАГОВ КАРАНТИННЫХ ОБЪЕКТОВ – ФИЛЛОКСЕРЫ И ЦЕНХРУСА ДЛИННОКОЛЮЧКОВОГО НА ТЕРРИТОРИИ БЕЛГОРОДСКОЙ ОБЛАСТИ

А.Н. Мирошников, ведущий энтофитопатолог отдела карантина растений
ФГБУ «Белгородская МВЛ»

Л.П. Скотникова, начальник отдела карантина растений ФГБУ «Белгородская МВЛ»

Аннотация. Приводится информация о ликвидации в Белгородской области в недавнем прошлом очагов двух карантинных объектов – филлоксеры и ценхруса длинноколючкового. Показана высокая вероятность заноса и акклиматизации таких объектов в будущем.

Ключевые слова. Инвазии, карантинный объект, Белгородская область, филлоксера, *Dactylospira vitifoliae*, ценхрус длинноколючковый, *Cenchrus longispinus*.

В последнее время инвазионным видам растений и животных уделяется все большее внимание в специальной литературе. Благодаря широкому спектру приспособительных механизмов такие организмы сравнительно легко адаптируются к различным местообитаниям, вызывая значительные изменения в экосистемах (Кузнецов, Стороженко, 2010). Кроме того, обосновавшийся на новом месте инвайдер может приводить к изменениям границ ареалов последующих вселенцев. Например, относительно недавняя инвазия ясеновой узкотелой златки (*Agrilus planipennis* Fairmaire, 1888) в Центральную Россию вызвала резкое расширение ареалов еще двух членистоногих, более южных – жука-усача (*Tetrops starkii* Chevrolat, 1859) и другой близкой златки (*Agrilus*

convexicollis Redtenbacher, 1849) (Орлова-Беньковская, 2013).

Хорошо известным инвазионным видом является виноградная тля, или филлоксера *Viteus vitifoliae* Fitch. В Едином перечне карантинных объектов Евразийского экономического союза этот вид включен в список А2 (ограниченно распространенных на его территории). Родиной вредителя являются восточные районы Северной Америки (Матвейкина, 2013). В 60-х годах XIX века тля была завезена в Европу, где в одной только Франции от ее «деятельности» погибло свыше 2,4 млн га виноградников (Данкверт и др., 2009). Вредитель характеризуется четко выраженным полиморфизмом и повреждает надземные и подземные части виноградной лозы (Юрченко, Кононенко, 2018).

Несмотря на то что промышленное возделывание винограда в России исторически сложилось в южных районах страны, любительское виноградарство в последнее время повсеместно приобретает массовый характер и становится модным увлечением. Например, так происходит в Центральном Черноземье, и в частности в Белгородской области, где благоприятные климатические условия сочетаются с подходящими плодородными почвами. Отчасти этому способствуют селекционные достижения послед-

него времени, а также многочисленные специализированные выставки, проходящие в областном центре на регулярной основе (весной и осенью).

География участников таких выставок включает не только центральные, но и южные регионы России. В связи с тем, что основным источником заноса филлоксеры на новые территории является посадочный материал (Данкверт и др., 2009), а данный вид вредителя распространен в Краснодарском крае и Республике Крым (Казас и др., 1960), откуда может поступить посадочный материал, вероятность проникновения вредителя в Белгородскую область можно оценить как высокую. Акклиматизации этого вида будут способствовать изменения климата, затронувшие рассматриваемый регион. В частности, с начала XX века зимний период на территории Белгородской области сократился на 10 дней, наблюдается тенденция к увеличению средних температур. Кроме того, увеличилась продолжительность весеннего периода – как за счет сокращения зимы, так и за счет некоторого сокращения летнего периода (Лебедева, Крымская, 2008; Матвейкина, 2013). Обоснованию популяций филлоксеры в Белгородской области может способствовать и то, что регион тесно соседствует с Украиной, на территории которой фитоса-



Рис. 1. Vegetирующее растение *Cenchrus longispinus* на станции Белгород ЮВЖД, 2010 г.
Fig. 1. Vegetative plant *Cenchrus longispinus* at the station Belgorod South railway, 2010

нитарная обстановка по филлоксере не может считаться благополучной: в 2007 году вредитель рассматривался как регулируемый некарантинный вредный организм (Матвейкина, 2013)¹ в отношении которого принимаются фитосанитарные меры к ввозимому посадочному материалу.

По данным Территориального управления Россельхознадзора по Белгородской области (далее – ТУ РСХН), в 2013 году было зафиксировано два случая обнаружения этого узкоспециализированного монофага винограда (Отчет о деятельности отдела..., 2016) – в садоводческом потребительском кооперативе и на приусадебном участке в одном из районов на севере области. Площадь двух очагов составила 0,061 га. В границах зараженных территорий была установлена карантинная фитосанитарная зона и введен карантинный фитосанитарный режим. Пораженные растения винограда были выкорчеваны и уничтожены. Контрольные обследования, проведенные специалистами ТУ РСХН и ФГБУ «Белгородская МВЛ» в следующие годы, показали, что в карантинных фитосанитарных зонах виноград не выращивался, новые очаги филлоксеры не зафиксированы. В 2017 году, в связи с отсутствием карантинного объекта, были упразднены карантинные фитосанитарные

зоны по филлоксере и отменены карантинные фитосанитарные режимы (Отчет о деятельности отдела..., 2017).

Среди инвазионных видов особое место занимают растения. Многие инвазионные растения являются крайне вредоносными сорняками, поэтому относятся к карантинным объектам. Поселяясь на обочинах автомобильных и/или железных дорог и пустырях, такие растения в короткие сроки (благодаря высоким адаптационным способностям) проходят все стадии адвентизации, распространяются на поля и сельхозугодья, где, засоряя посевы, резко снижают как сам урожай, так и его качество (Разумова, 2018; Сухоруков, Кушунина, 2012). Примером может служить ценхрус длинноколючковый (*Cenchrus longispinus* (Hack.) Fern.). В Едином перечне карантинных объектов Евразийского экономического союза этот вид включен в список А2 (ограниченно распространенных на его территории). Растение отличается чрезвычайной засухоустойчивостью и высокой вредоносностью: вредит полевым (особенно пропашным) культурам, негативно сказывается на продуктивности пастбищ, здоровье людей и сельскохозяйственных животных. Карантинный сорняк имеет острые прочные соплодия, которые рванят кожные покровы, легко цепля-

ются за одежду, обувь людей и шерсть животных (Волкова, 2011; Методические рекомендации..., 2013).

Род *Cenchrus* L. включает около 25 видов растений, распространенных в тропических и субтропических поясах обоих полушарий (Алексеев и др., 2006). Растения этого сложного в таксономическом отношении рода отдают предпочтение открытым местам с рыхлым, достаточно влажным субстратом и произрастают, как правило, в составе нарушенных фитоценозов: вдоль обочин дорог, на свалках и в прочих местах (Методические рекомендации..., 2013).

В 2009 году это адвентивное растение было обнаружено в Белгородской области при изучении сорной растительности (Тохтарь, Фомина, 2010). В 2010 году по данному объекту был наложен карантин (очаг площадью 0,01 га) и установлена карантинная фитосанитарная зона, площадь которой составила 3,15 га. В дальнейшем ежегодные обследования, проводимые в очаге, вегетирующих растений *Cenchrus longispinus* не выявили. Поэтому с 2013 года очаг этого карантинного растения в Белгородской области считается ликвидированным.

Ранее в России этот адвентивный сорняк был зарегистрирован в Краснодарском крае и Волгоградской области (Цвелев, Бочкин, 1992). Соглас-

¹ Информация с официального сайта Главной государственной фитосанитарной инспекции http://karantin.gov.ua/karantin_docs, по состоянию на 20 декабря 2014 г. (Приказ Министерства агрополитики Украины 29 ноября 2006 г. № 716 (в ред. от 04.08.2010 № 467)).



Рис. 2. А.Н. Мирошников проводит энтомологическую экспертизу
Fig. 2. A.N. Miroshnikov is carrying out an entomological expertise

но данным Национального доклада о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации, за последние годы (2016-2017 гг.) очаги ценхруса обнаружены также в Ставропольском крае и Республике Крым (Национальный доклад..., 2016, 2018). По состоянию на 1 января текущего года очаги данного карантинного сорняка в России зарегистрированы на площади свыше 19 га, а суммарная площадь установленных карантинных фитосанитарных зон превышает 720 га (Национальный доклад..., 2018).

Обнаружение филлоксеры и ценхруса не только в административных подразделениях Южного и Северо-Кавказского федеральных округов, но и в Центральной России (Белгородская область) свидетельствует о потенциально высокой вероятности проникновения карантинных объектов в более северные регионы с последующей акклиматизацией. В связи с этим представляется совершенно обоснованным проведение целого комплекса карантинных фитосанитарных мероприятий. Кроме того, своевременное информирование населения о потенциально опасных сорняках и беспозвоночных будет способствовать их раннему обнаружению и, следовательно, существенному сокращению расходов на борьбу с ними.

Литература

1. Алексеев Ю.В., Клинкова Г.Ю., Лактионов А.П. и др. Флора Нижнего

Поволжья. Т. 1. М.: Товарищество научных изданий КМК, 2006. 435 с.

2. Волкова Е.М. Опасный сорняк осваивает новые регионы России // Защита и карантин растений, 2011. № 8. С. 30-32.

3. Данкверт С.А., Маслов М.И., Магомедов У.Ш., Мордкович Я.Б. (науч. ред.) Вредные организмы, имеющие карантинное фитосанитарное значение для Российской Федерации. Воронеж: Научная книга, 2009. С. 153.

4. Казас И.А., Горкавенко А.С., Пойченко В.М. Филлоксеры и меры борьбы с ней. Симферополь: Крымиздат, 1960. 230 с.

5. Кузнецов В.Н., Стороженко С.Ю. Инвазии насекомых в наземные экосистемы Дальнего Востока России // Российский журнал биологических инвазий, 2010. № 1. С. 12-18.

6. Лебедева М.Г., Крымская О.В. Проявление современных климатических изменений в Белгородской области // Научные ведомости БелГУ. Серия: Естественные науки, 2008. № 3 (43). С. 188-195.

7. Матвейкина Е.А. Эффективность инсектицидов при защите виноградников от листовой формы филлоксеры в условиях Южного берега Крыма / Е.А. Матвейкина, Е.П. Странишевская // «Магарач». Виноградарство и виноделие, 2013. № 2. С. 15-17.

8. Методические рекомендации по выявлению и идентификации ценхруса малоцветкового (*Cenchrus pauciflorus* Benth.) и близких к нему видов. М.: ФГБУ «ВНИИКР», 2013. 60 с.

9. Национальный доклад о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации в 2016 году. М.: Росинформагротех, 2016. 55 с.

10. Национальный доклад о карантинном фитосанитарном состоянии территории Российской Федерации в 2017 году. М., 2018. 25 с.

11. Орлова-Беньковская М.Я. *Tetrops starkii* (Coleoptera: Cerambycidae) и *Agrilus convexicollis* (Coleoptera: Vuprestidae) – вредители ясеня, сопутствующие ясеновой изумрудной узкотелой златке / VII чтения памяти О.А. Катаева: Материалы международной конференции «Вредители и болезни древесных растений России». Санкт-Петербург, 25-27 ноября 2013 г. СПб.: СПбГЛТУ, 2013. С. 67-68.

12. Разумова Е.В. О возможности натурализации ипомеи плющевидной на территории Воронежской области // Защита и карантин растений, 2018. № 9. С. 40-42.

13. Сухоруков А.П., Кушунина М.А. Новые данные по адвентивной фракции флоры Белгородской области // Научные ведомости БелГУ. Серия: Естественные науки, 2012. № 21 (140). С. 40-46.

14. Тохтарь В.К., Фомина О.В. Ценхрус длинноколючковый – еще один американский «гость» Центрального Черноземья // Защита и карантин растений, 2010. № 12. С. 26-27.

15. Цвелев Н.Н., Бочкин В.Д. О новых и редких для Краснодарского края адвентивных растениях // Бюлл. МОИП, отд. биол., 1992. Т. 97. № 5. С. 99-106.

16. Юрченко Е.Г., Кононенко С.В. Биоэкологические особенности листовой филлоксеры на виноградниках Тамани и поиск эффективных инсектицидов в борьбе с ней / Научные труды СКФНЦСВВ, 2018. Т. 18. С. 91-96.

17. Отчет о деятельности отдела надзора в области карантина растений ТУ РСХН по Белгородской области в 2016 году.

18. Отчет о деятельности отдела надзора в области карантина растений ТУ РСХН по Белгородской области в 2017 году.

19. <http://www.aif.ru/archive/1704032>.

20. <https://altapress.ru/potrebitel/story/umnaya-kultura-kak-reshit-problemi-vozdeleniyan-vinogradnana-altae-108591>.

THE ANALYSIS OF OUTBREAK FORMATION POSSIBILITIES OF QUARANTINE PESTS: PHYLLOXERA (*DACTYLOSPHAIRA VITIFOLIAE*) AND SPINY BURR GRASS (*CENCHRUS LONGISPINUS*) IN THE BELGOROD REGION, RUSSIA

A.N. Miroshnikov, *Leading Entophytopatologist of the Plant Quarantine Department of FGBU "Belgorodskaya MVL"*
L.P. Skotnikova, *Head of Plant Quarantine Department of FGBU "Belgorodskaya MVL"*

Abstract. Information on the recent elimination of two quarantine pest outbreaks in the Belgorod region: phylloxera and Spiny burr grass, is provided. The high probability of introduction and acclimatization of such objects in the future is shown.

Keywords. Invasion, quarantine object, Belgorod region, phylloxera, *Dactylospira vitifoliae*, Spiny burr grass, *Cenchrus longispinus*.

Recently, invasive species of plants and animals get more and more attention in the specialist literature. Due to a wide range of adaptive mechanisms, such organisms are relatively easy to adapt to different habitats, causing significant changes in ecosystems (Kuznetsov, Storozhenko, 2010). In addition, the new location of the invader can result in changes of the habitat boundaries of subsequent immigrants. For example, the relatively recent invasion of the emerald ash borer (*Agilus planipennis* Fairmaire, 1888) into Central Russia caused a vast expansion of the areas of two more arthropods, more southern: longhorn beetle (*Tetrops starkii* Chevrolat, 1859) and other close borer species (*Agilus convexicollis* Redtenbacher, 1849) (Orlova-Benkovskaya, 2013).

A well-known invasive species is the vine louse or the grapevine louse *Viteus vitifoliae* Fitch. In the Common list of quarantine objects of the Eurasian Economic Union, this type is included into the list A2 (locally presented pests). The place of origin of the pest is the Eastern parts of North America (Matveykina, 2013). In the 60s of the XIX century,

the aphid was brought into Europe, and in France alone, more than 2.4 million hectares of vineyards died due to its activity (Dankvert et al., 2009). The pest is characterized by a clear polymorphism and damages the above-ground and underground parts of the grape-vine (Yurchenko, Kononenko, 2018).

Despite the fact that the industrial cultivation of grapes in Russia has historically developed in the southern regions of the country, amateur viticulture in recent years has become a common and fashionable hobby. For example, this is typical for the Central Black Earth Region, and in particular in the Belgorod region, where favorable climatic conditions are combined with suitable fertile soils. This is partly a result of the recent selection achievements, as well as numerous specialized exhibitions which are held regularly in the regional center (in spring and autumn).

The participants of such exhibitions are from not only Central but also Southern regions of Russia. Due to the fact that the main source of introduction of phylloxera into new territories is planting material (Dankvert et al., 2009), and this type of the pest is distributed in Krasnodar Krai and the Republic of Crimea (Kazas et al., 1960), from where the planting material can arrive, the probability of the pest introduction into the Belgorod region can be estimated as high. Climate change affecting the region will contribute to the acclimatization of this species. In particular, since the beginning of the XX century, the winter period in the Belgorod region has

decreased by 10 days, and there is a tendency of average temperatures increasing. In addition, the duration of the spring has increased, due to the reduction of winter and summer periods (Lebedev, Krymskaya, 2008; Matveykina, 2013). The establishment of phylloxera populations in the Belgorod region may also be facilitated by the fact that the region is closely adjacent to Ukraine, where the phytosanitary situation with respect to phylloxera cannot be considered safe: in 2007, the pest was considered as a regulated non-quarantine pest, in respect of which phytosanitary measures to the imported planting material are taken (Matveykina, 2013)¹.

According to the Regional Office of Rosselkhoz nadzor for the Belgorod region (hereinafter – Rosselkhoz nadzor Regional Office), in 2013, two cases of detection of this highly specialized monophage of grapes were recorded (Report on the activities of the Department., 2016): in a horticultural consumer cooperative and in a homestead land in one of the districts in the northern part of the region. The area of the two outbreaks was 0.061 ha. Within the boundaries of the infected areas, a quarantine phytosanitary zone was established and a quarantine phytosanitary regime was introduced. The affected grape plants were grubbed up and destroyed. Control surveys conducted by the experts of Rosselkhoz nadzor Regional Office and FGBU "Belgorodskaya MVL" in the following years, demonstrated that the grapes were not grown in the phytosanitary quarantine zones and new outbreaks of phylloxera were not recorded. In 2017, due to the

¹ Information from the official website of the Main State Phytosanitary Inspection http://karantin.gov.ua/karantin_docs, as of December 20, 2014 (Order of the Ministry of agrarian policy of Ukraine, November 29, 2006 № 716, as amended from 04.08.2010 № 467)).

absence of the quarantine object, quarantine phytosanitary zones for phylloxera were abolished and quarantine phytosanitary regimes were abolished (Report on the activities of the Department..., 2017).

Plants play a special role among invasive species. Many invasive plants are extremely harmful weeds, so they belong to quarantine objects. Establishing on the roadsides and/or near railways and waste grounds, such plants within a short period of time (due to high adaptive abilities) pass adventive stages and spread on fields and farmlands, where their contamination of crops extremely reduce the quantity and quality of the harvest (Razumova, 2018; Sukhorukov, Kushunina, 2012). An example is the Spiny burr grass (*Cenchrus longispinus* (Hack.) Fern.). In the Common list of quarantine objects of the Eurasian Economic Union, this type is included into the list A2 (locally presented pests). The plant is characterized by extreme drought resistance and high harmfulness: it damages field (especially tilled) crops, affects the productivity of pastures, human health and farm animals. Quarantine weed has sharp, strong collective fruits, which can injure skin, easily cling to clothes, shoes and animal hair (Volkova, 2011; Methodical guidelines..., 2013).

The genus *Cenchrus* L. includes about 25 species of plants distributed in tropical and subtropical zones of both hemispheres (Alekseev et al., 2006). Plants of this taxonomically complex genus prefer open areas with a loose, fairly moist substrate and grow, as a rule, in disrupted phytocenoses: along the roadsides, in landfills and other places (Methodical guidelines..., 2013).

In 2009, this adventive plant was found in the Belgorod region during the studying of the weed vegetation (Tokhtar, Fomina, 2010). In 2010, this object was quarantined (outbreak area of 0.01 hectares) and a quarantine phytosanitary zone was established, the area of which was 3.15 hectares. In the future, annual surveys conducted in the outbreak did not reveal any vegetating plants *Cenchrus longispinus*. Therefore, since 2013, the outbreak of this quarantine plant in the Belgorod region is considered to be eliminated.

Earlier in Russia, this adventive weed was registered in Krasnodar and Volgograd regions (Tsvelev, Bochkin, 1992). According to the National report on the quarantine phytosanitary situation of the territory of the Russian Federation, in recent years (2016-2017) outbreaks of Spiny burr grass have also been found in the Stavropol region and the Republic of

Crimea (National report..., 2016, 2018). As of January, 1 of the current year, the outbreaks of this quarantine weed in Russia are registered within the area of more than 19 hectares, and the total area of the established quarantine phytosanitary zones exceeds 720 hectares (National report..., 2018).

The detection of the grapevine louse and the spiny burr grass in the administrative units of the Southern and Northern Caucasus Federal districts and in Central Russia too (Belgorod region) indicates a potentially high introduction probability of the quarantine object to the Northern regions and its subsequent acclimatization. In this regard, it seems quite reasonable to carry out a whole range of quarantine phytosanitary measures. In addition, timely informing the public about potentially dangerous weeds and invertebrates will contribute to their early detection and, therefore, significantly lower costs of their control.

References

1. Alekseev Y.V., Klinkova G.Y., Laktionov A.P et al. Flora of The Lower Volga region. Vol. 1. M.: Association of scientific publications KMK, 2006. 435 p.
2. Volkova E.M. Dangerous weed comes to new regions of Russia // Plant Protection and quarantine, 2011. No. 8. P. 30-32.
3. Dankvert S.A., Maslov M.I., Magomedov U.S., Mordkovich Y.B. (sc. ed.). Pests of quarantine phytosanitary significance for the Russian Federation. Voronezh: Nauchnaya kniga, 2009. P. 153.
4. Casas I.A., Gorkavenko A.S., Boichenko V.M. Phylloxera and the control measures. Simferopol: Krymizdat, 1960. P. 230.
5. Kuznetsov V.N., Storozhenko S.Y. Insect invasions in terrestrial ecosystems of the Russian Far East // Russian journal of biological infestations, 2010. No. 1. P. 12-18.
6. Lebedeva M.G., Krymskaya O.V. The appearance of modern climatic changes in the Belgorod region // Scientific Bulletin of BelGU. Series: Natural Sciences, 2008. № 3 (43). P. 188-195.
7. Matveykina E.A. The effectiveness of insecticides in the protection of vineyards from the leaf form of phylloxera in the southern coast of Crimea / E.A. Matveykina, E.P. Stranishvskaya // "Magarach". Viticulture and winemaking, 2013. No. 2. P. 15-17.
8. Guidelines for the identification of low-flowered Spiny burr grass (*Cenchrus pauciflorus* Benth.) and species close to it. M.: FGBU "VNIKR". 2013. 60 pages.
9. National report on the quarantine phytosanitary situation of the territory of the Russian Federation in 2016. M.: Rosinformagrotech, 2016. 55 pages.
10. National report on the quarantine phytosanitary situation of the territory of the Russian Federation in 2017. M., 2018. 25 pages.
11. Orlova-Benkovskaya M.Y. *Tetrops starkii* (Coleoptera: Cerambycidae), and *Agrilus convexicollis* (Coleoptera: Buprestidae) ash pests associated with emerald ash borer / Readings VII in the memory of O.A. Kataev: Materials of the international conference "Pests and diseases of woody plants of Russia". St. Petersburg, 25-27 November 2013. SPb.: SPBGLTU, 2013. P. 67-68.
12. Razumova E.V. On the Possibility of the Morning Glory Naturalization in the Voronezh Region // Plant Protection and Quarantine, 2018. No. 9. P. 40-42.
13. Sukhorukov A.P., Kushunina M.A. New data on the adventive fraction of the Belgorod region flora // Scientific Bulletin of BelGU. Series: Natural Sciences, 2012. № 21 (140). P. 40-46.
14. Tokhtar V.K., Fomina O.V. Spiny burr grass is another American "guest" in the Central Black Earth Region // Protection and quarantine of plants, 2010. No. 12. P. 26-27.
15. Tsvelev N.N., Bochkin V.D. About new and rare adventive species of the Krasnodar region plants // Bull. Moscow society of naturalists, Biology dep. 1992. Vol. 97. No. 5. P. 99-106.
16. Yurchenko E.G., Kononenko S.V. Bioecological features of leaf phylloxera in Taman vineyards and the search for effective insecticides for control / Scientific works of SKFNTSVV, 2018. Vol. 18. P. 91-96.
17. A report on the activities of the Department of surveillance in the sphere of plant quarantine TU Rosselkhoz nadzor for the Belgorod region in 2016.
18. A report on the activities of the surveillance Department in the sphere of plant quarantine TU Rosselkhoz nadzor for the Belgorod region in 2017.
19. <http://www.aif.ru/archive/1704032>.
20. <https://altapress.ru/potrebitel/story/umnaya-kultura-kak-reshit-problemi-vozdelivaniya-vinogradnana-altae-108591>.

ЭКСПЕДИЦИОННЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ ВРЕДИТЕЛЕЙ ЮЖНОЙ ЧАСТИ КОРЕЙСКОГО ПОЛУОСТРОВА

И.О. Камаев, старший научный сотрудник научно-экспериментального отдела ФГБУ «ВНИИКР»
Г.С. Красовский, переводчик отдела фитосанитарных рисков и международного взаимодействия
ФГБУ «ВНИИКР»

Аннотация. Статья посвящена экспедиционным исследованиям насекомых и клещей, а также полевым наблюдениям, проведенным в условиях южной части Корейского полуострова специалистами ФГБУ «ВНИИКР».

Ключевые слова. Защита растений, экспедиция, вредители, насекомые, клещи, Корейский полуостров.

Восточно-Азиатский регион, охватывающий Японские острова, Корейский полуостров, островную часть и восточную область равнинного Китая, является регионом происхождения многих инвазионных видов, в том числе карантинных вредителей. К таковым относятся, например, можжевельниковый паутинный клещ *Oligonychus perditus*, восточная плодожорка *Grapholita*

molesta и коричнево-мраморный клоп *Halyomorpha halys*; последние два вида в настоящее время широко распространились в мире. Этим обусловлен интерес специалистов ФГБУ «ВНИИКР» к фауне данного региона, результатом чего стало проведение экспедиционной поездки в первой половине августа 2018 года. Подобные поездки продолжают традиции ФГБУ «ВНИИКР» по



Рис. 1. Сборы насекомых с Корейского полуострова, проведенные сотрудниками ФГБУ «ВНИИКР» в 1950-60-е гг.
Fig. 1. Collecting of insects from the Korean Peninsula, carried out by the FGBU «VNI IKR» specialists in the 1950s-60s

исследованию мировой фауны вредных организмов. В частности, первые экспедиционные исследования по карантинным объектам и вредителям на территории Корейского полуострова сотрудниками института проводились еще с 1950-х (рис. 1).

Предваряя описание проведенных в полевых условиях исследований, следует дать краткую характеристику района исследований. Территория южной половины Корейского полуострова в значительной мере (в центральной и восточной частях) покрыта относительно невысокими горами, главным образом докембрийского происхождения (рис. 2), в западной части расположены небольшие равнины. Данная территория относится к умеренному климатическому поясу с избыточным увлажнением, субтропическому (в основном равнины), океаническому и континентальному (горная часть) и подвергается воздействию восточно-азиатского муссона.

Из сельскохозяйственных культур в данном регионе наибольшее значение имеют зерновые (в первую очередь рис – 5,6 млн т было собрано в 2016 г. (рис. 3), в существенно меньшей степени – кукуруза, пшеница, ячмень), плодовые и овощные; последние в производственных масштабах выращиваются по большей части в условиях защищенного грунта (рис. 4), в частном секторе возделываются в открытом грунте. По производству лука Южная Корея входит в десять ведущих стран-производителей (412 тыс. т свежих луковичных овощей и 1,2 млн т сушеных овощей), кроме того, здесь производятся томаты (467 тыс. т), острый перец (257 тыс. т) и др. Плодовые культуры также имеют значение для анализируемого региона. В частности, производство цитрусовых в Южной Корее достигает 698,7 тыс. т, косточковых – около 300 тыс. т, семечковых – около 800 тыс. т; кроме того, объемы выращиваемого урожая винограда составляют 245 тыс. т.

Для всех выращиваемых культур характерен комплекс вредных организмов, некоторые из которых имеют карантинное значение для стран ЕАЭС.

В ходе поездки планировалось посещение всех ключевых локалитетов южной половины Корейского полуострова с различными геоморфологическими и климатическими



Рис. 2. Горный ландшафт и рисовые чеки Кореи (фото И.О. Камаева)
Fig. 2. The mountain landscape and paddy fields in Korea (photo by I.O. Kamayev)

условиями, с учетом также распространения возделываемых сельскохозяйственных культур (рис. 5). Отдельное внимание уделялось декоративным культурам, особенно представителям семейства кипарисовые, поскольку они являются предпочитаемыми растениями для можжевельникового паутинного клеща *Oligonychus perditus*.

Исследования декоративных насаждений кипарисовых (туи, можжевельников, биоты) в городских условиях Сеула (рис. 6-7), Чхунчхона, Дэчона, Пхентхэка, Вонджу (рис. 8) позволили обнаружить паутинных клещей. В дальнейшем, уже на базе ФГБУ «ВНИИКР», после

изготовления микропрепаратов и определения материала был выявлен можжевельниковый паутинный клещ *Oligonychus perditus* (рис. 9) – карантинный объект для ЕАЭС, особи которого встречались вместе с особями другого, филогенетически близкого вида *Oligonychus ununguis*. Оба вида широко распространены на территории Южной Кореи (Lee et al., 1989). Можжевельниковый паутинный клещ в большей степени предпочитает растения, произрастающие вдоль обочин дорог, то есть находящиеся под воздействием неблагоприятных условий. Таким образом, на одном растении могут обитать особи разных видов рода



Рис. 3. Рисовые чеки Кореи (фото И.О. Камаева)
Fig. 3. Paddy fields in Korea (photo by I.O. Kamayev)

Oligonychus, включая карантинный объект, что необходимо учитывать при проведении лабораторных исследований.

В результате поездки был собран материал по можжевельниковому паутинному клещу, до недавнего времени отсутствовавший в акарологических коллекциях ведущих научных учреждений Российской Федерации, включая Зоологический институт РАН, Никитский ботанический сад-институт и ФГБУ «ВНИИКР».

На растениях тиса в г. Чхунчоне паутинные клещи выявлены не были, хотя по литературным данным отмечались; однако были обнаружены щитовки *Pseudaulacaspis cockerelli* (рис. 10) – вид, близкий к карантинному виду – тутовой щитовке *Pseudaulacaspis pentagona*. Идентификацию данного вида провели научные сотрудники ФГБУ «ВНИИКР» Н.А. Гура и А.В. Шипулин.

В естественных условиях в окрестностях г. Дэчона на растениях пихты цельнолистной *Abies holophylla* и можжевельника *Juniperus rigida* были отмечены только *Oligonychus uninguis* (рис. 11).

В декоративных насаждениях можжевельника г. Сеула была обнаружена особь коричнево-мраморного клопа *Halyomorpha halys* – карантинного объекта ЕАЭС, многоядного и чрезвычайно агрессивного инвайдера, в настоящее время угрожающего плодоводству южных регионов европейской части России.

Осмотр дикорастущего дерева персика в окрестностях Нагсан-Мьен позволил выявить многочисленные повреждения неодревесневающих побегов (рис. 12) – характерный симптом, вызываемый гусеницами восточной плодовой гусеницы. Внутри побегов были обнаружены ходы и гусеницы вредителя (рис. 13). Растительный материал с повреждениями был гербаризирован для учебных целей, а гусеницы собраны для коллекции. На листьях растения встречались многочисленные особи боярышниковой паутинной клещи *Amphitetranychus viennensis* – космополитического вредителя плодовых культур. В плодах персика (падалице) были выявлены гусеницы персиковой плодовой гусеницы *Carpocapsa niponensis* (рис. 14) и представители семейства Pyralidae – последние крупнейшие по размерам, с крупными заметными щитками и могут повреждать



Рис. 4. Ландшафт горной части Кореи, на переднем плане заметна теплица (фото И.О. Камаева)

Fig. 4. The landscape of the mountainous part of Korea, one can see a greenhouse in the foreground (photo by I.O. Kamayev)



Рис. 5. Карта исследованных локалитетов территории южной части Корейского полуострова (изображение построено с помощью ПО Google Earth)

Fig. 5. The map of the studied localities in the southern part of the Korean Peninsula (image is built by means of Google Earth SW)

косточку плода (рис. 15), при этом на один плод может приходиться от 3 до 5 личинок. Кроме того, были обнаружены плоды с симптомами бурой монилиозной гнили (рис. 16). В лабораторных условиях микологами ФГБУ «ВНИИКР» была проведена идентификация образца и подтверждено, что указанные симптомы были вызваны *Monilinia fructicola* – карантинным объектом ЕАЭС.

Деревья груши, высаженные в районе г. Пхентхэка (рис. 17), были повреждены комплексом видов.

Среди филофагов были отмечены гусеницы горностаевых молей (Yponomeutidae), скелетирующих листья и опутывающих побеги шелком. Плоды с внешней стороны были повреждены жуками-бронзовками (Cetoniinae), а внутри – гусеницами семейства Tortricidae: Grapholitini и Pyralidae (при этом грушевая огневка-плодожорка *Numonia pyrivorella* не была обнаружена). Рядом с насаждениями груши располагался сад, в котором на растениях хмеля наблюдалось массовое развитие

гусениц американской белой бабочки *Hyrphantria cunea* – карантинного объекта ЕАЭС (рис. 18).

Исследование окрестностей г. Мунген (рис. 3) позволило выявить два вида черед *Bidens* spp. (рис. 19), гербарные материалы которых были переданы гербологам ФГБУ «ВНИИКР» для идентификации.

В окрестностях г. Вонджу (рис. 20) обнаружены яйцекладки азиатского подвида непарного шелкопряда *Lymantria dispar asiatica* (карантинный объект), идентификация которого была проведена молекулярно-генетическими методами в ФГБУ «ВНИИКР» по методике Камаева и др. (2015). Здесь же был обнаружен ягодник (*Vaccinium* sp.) с характерными повреждениями, нанесенными азиатской ягодной дрозophilой *Drosophila suzukii* (карантинный объект).

Подводя предварительные итоги экспедиционных исследований на Корейском полуострове, следует отметить, что в результате были получены сведения о фауне и биологии важнейших сельскохозяйственных и лесных вредителей, сделаны оригинальные иллюстрации вредных организмов и вызываемых ими повреждений, а также был собран материал для научных коллекций, разработки молекулярно-генетических методов идентификации вредных организмов, стандартных образцов, учебных коллекций для курсов повышения квалификации и стажировок.



Рис. 6. Парк в Сеуле (фото И.О. Камаева)
Fig. 6. Park in Seoul (photo by I.O. Kamayev)

Литература

1. Lee W.K., Lee B.H., Kim B.J. Taxonomic studies on spider mites (Tetranychidae, Acarina) of Korea. III. Spider mites parasitic on conifers // Korean Journal of Systematic Zoology, 1989. № 5. P. 13-24.

2. Камаев И.О., Мазурин Е.С., Шипулин А.В. Непарный шелкопряд (*Lymantria dispar*): выделение внутривидовых комплексов и молекулярно-генетические подходы к идентификации азиатского подвида // Карантин растений. Наука и практика, 2015. № 1 (11). С. 45-58.

3. <http://www.fao.org/>; <http://faostat.fao.org/>



Рис. 7. Можжевельник *Juniperus* sp., зараженный *Oligonychus perditus*. Парк в Сеуле (фото И.О. Камаева)
Fig. 7. *Juniperus* sp., infested by *Oligonychus perditus*. Park in Seoul (photo by I.O. Kamayev)



Рис. 8. Можжевельник *Juniperus* sp., зараженный *Oligonychus perditus*. Насаждения в Вонджу (фото И.О. Камаева)
Fig. 8. *Juniperus* sp., infested by *Oligonychus perditus*. Plantings in Wonju (photo by I.O. Kamayev)



Рис. 9. Внешний вид *Oligonychus perditus* (фото И.О. Камаева)
Fig. 9. Appearance of the *Oligonychus perditus* (photo by I.O. Kamayev)

EXPEDITIONARY STUDIES OF PESTS IN THE SOUTHERN PART OF THE KOREAN PENINSULA

I.O. Kamayev, Senior Researcher of the Research and Testing Department FGBU "VNIKR"

G.S. Krasovsky, Translator of Phytosanitary Risk and International Cooperation Department FGBU "VNIKR"

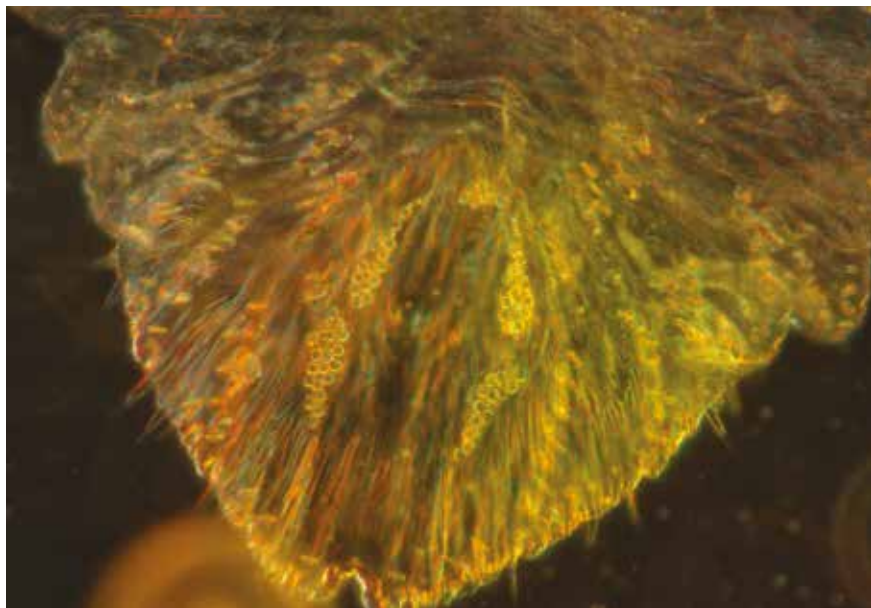


Fig. 10. Scale insects *Pseudaulacaspis cockerelli*, detected on a yew tree (photo by I.O. Kamayev)

Рис. 10. Щитовки *Pseudaulacaspis cockerelli*, обнаруженные на тисе (фото И.О. Камаева)



Fig. 11. Natural conditions of needle fir growing *Abies holophylla* (on the right side of the photo) in the vicinity of Daejeon (photo by G.S. Krasovsky)

Рис. 11. Естественные условия произрастания пихты цельнолистной *Abies holophylla* (на фото справа) в окрестностях Дэчона (фото Г.С. Красовского)

Abstract. The article is devoted to the expedition studies of insects and mites, as well as field observations conducted in the southern part of the Korean Peninsula by the specialists of the FGBU "VNIKR".

Keywords. Plant protection, expedition, pests, insects, mites, Korean Peninsula.

The East Asian region that includes the Japanese Islands, the Korean Peninsula, the insular part and the Eastern plain region of China, is the place of many invasive species origin, and also quarantine pests. They include, for example, juniper spider mite, *Oligonychus perditus*, oriental fruit moth *Grapholita molesta* and brown marmorated stink bug *Halyomorpha halys*; the latter two species are currently widely distributed all over the world. This fact became the basis for the interest of FGBU "VNIKR" experts in the fauna of this region and as a result, an expedition trip at the beginning of August in 2018 was organized. Such trips constitute the continuation of FGBU "VNIKR" traditions in regard to the research of global fauna of pests. In particular, the first expeditionary research on quarantine objects and pests within the territory of the Korean Peninsula was carried out by the specialists of the Institute in the 1950s (Fig. 1).

A brief description of the research area should be given prior to the description of the field studies. The territory of the southern half of the Korean Peninsula is largely (in the Central and Eastern parts) covered by relatively low mountains, mainly of Precambrian origin (Fig. 2); in the western part small plains are located. This area belongs to the humid temperate climatic zone, plains are mostly located in the subtropical zone and mountain part is in the oceanic and continental zones. This is exposed to the East Asian monsoon.

Speaking about the agricultural crops, cereals are the most important in this region (primarily rice: 5.6 million tons were collected in 2016 (Fig. 3), corn, wheat,

and barley have much less value). Fruit and vegetables also are very important: they are produced mostly in greenhouses for commercial purposes (Fig. 4), and cultivated in open ground for private use. South Korea is one of the ten leading countries in respect of onion production (412 thousand tons of fresh onion vegetables and 1.2 million tons of dried vegetables), in addition, tomatoes (467 thousand tons), hot pepper (257 thousand tons) and other vegetables are produced here. Fruit crops are also important for the analyzed region. In particular, the production of citrus fruits in South Korea reaches 698.7 thousand tons, stone fruit production amounts to 300 thousand tons, pomaceous production – to 800 thousand tons; in addition, the volume of grapes is about 245 thousand tons.

All cultivated crops are characterized by a complex of harmful organisms, some of which are of quarantine importance for the EAEU countries.

During the trip, the experts planned to visit all the key localities of the southern half of the Korean Peninsula with different geomorphological and climatic conditions, taking into account the distribution of cultivated crops (Fig. 5). Special attention was paid to ornamental plants, especially to the representatives of the cypress family, since they are the preferred plants for the juniper spider mite *Oligonychus perditus*.

Research of cypress ornamental plantings (arborvitae, juniper, and biota) in the urban environment of Seoul (Fig. 6-7), Chuncheon, Daejeon, Pyeongtaek, Wonju (Fig. 8) allowed to detect spider mites. Later on, on the basis of FGBU “VNIIKR”, after creating micropreparations and identification of the material the juniper spider mite *Oligonychus perditus* (Fig. 9) was identified. It is a quarantine object for the EAEU. The representatives of this species were detected together with individuals of



Fig. 12. The peach plant with numerous injuries of young softwood shoots (photo by I.O. Kamayev)

Рис. 12. Растение персика с многочисленными повреждениями молодых неодревесневающих побегов (фото И.О. Камаева)



Fig. 13. Injuries of a young softwood shoot of the peach plant caused by caterpillars of the Oriental fruit moth *Grapholita molesta*.

Dying-off of the shoot tips as well as the excrements of the pest at the border of the woody part of the shoot and the gum are also well marked (photo by I.O. Kamayev)

Рис. 13. Повреждения молодого неодревесневающего побега персика, вызванные гусеницей восточной плодовой жорки *Grapholita molesta*. Хорошо заметны усыхание верхушки побега, экскременты вредителя на границе одревесневающей части побега и камедь (фото И.О. Камаева)



Fig. 14. A damaged peach fruit with peach fruit moth caterpillar *Carposina niponensis*. Analysis of the material in laboratory conditions (photo by I.O. Kamayev)

Рис. 14. Поврежденный плод персика с гусеницей персиковой плодовой жорки *Carposina niponensis*. Разбор материала в камеральных условиях (фото И.О. Камаева)



Fig. 15. A damaged peach fruit with caterpillars of the *Pyralidae* family (photo by G.S. Krasovskiy)

Рис. 15. Поврежденный плод персика с гусеницей семейства *Pyralidae* (фото Г.С. Красовского)



Fig. 16. The peach fruits with brown rot of stone fruits symptoms caused by *Monilinia fructicola* (photo by G.S. Krasovskiy)

Рис. 16. Плоды персика с симптомами бурой монилиозной гнили, вызываемой *Monilinia fructicola* (фото Г.С. Красовского)



Fig. 17. Pear trees plantings in the area of Pyeongtaek (photo by G.S. Krasovsky)
Рис. 17. Деревья груши, насаждения в районе Пхентхэка (фото Г.С. Красовского)



Fig. 18. The caterpillars of the Fell webworm *Huphantria cunea* (photo by G.S. Krasovsky)
Рис. 18. Гусеницы американской белой бабочки *Huphantria cunea* (фото Г.С. Красовского)

the other phylogenetically close species, *Oligonychus ununguis*. Both species are widely distributed throughout South Korea (Lee et al., 1989). The juniper spider mite mostly prefers plants that grow along the roadsides, which, therefore, are under the influence of adverse conditions. Thus, one plant can have individuals of different species of the *Oligonychus* genus, including the quarantine object, which must be taken into account during laboratory studies.

As a result of the trip, the juniper spider mite material which had been absent until recently in the acarological collections of leading Russian institutions including Zoological Institute of RAS, Nikitsky Botanical Garden, and FGBU "VNIKR", has been collected.

The mites were not detected on yew plants in Chuncheon, although, the literature sources have data about the mite presence there, yet a lot of scale insects *Pseudaulacaspis cockerelli* were detected. This species is close to a quarantine one: white peach scale *Pseudaulacaspis pentagona*. The identification of this species was conducted by N.A. Gura and A.V. Shipulin, the researchers of the FGBU "VNIKR".

Individuals of *Oligonychus ununguis* species were detected in natural conditions in the vicinity of Daejeon on needle fir *Abies holophylla* and juniper *Juniperus rigida* plants (Fig. 11).

In the ornamental plantations of juniper in Seoul, an individual of the brown-marbled stink bug *Halyomorpha halys* was found. This quarantine object for EAEU is a polyphagous and extremely aggressive invader, which currently poses a risk to fruit cultivation in the southern regions of the European part of Russia.

During the examination of a wild peach tree in the vicinity of Nagsan-Myeon the specialists found numerous injuries of softwood shoots (Fig. 12), which is a typical symptom caused by the oriental fruit moth caterpillars. Inside the shoots galleries of the pest caterpillars were found (Fig. 13). The damaged plant material was herborized for training purposes, and the caterpillars were collected. The plant leaves had numerous individuals of sweet-cherry spider mite *Amphitetranychus viennensis*, a cosmopolitan pest of fruit crops. In peach fruits (windfalls), caterpillars of the peach fruit moth *Carposina niponensis* (Fig. 14) and representatives of the Pyralidae family were detected. The latter are larger in size, with a large noticeable pinacula and can damage the fruit stone (Fig. 15); in one fruit there can be from 3 to 5 larvae. In addition, the fruits with the symptoms of brown rot of stone fruits were found (Fig. 16). In the laboratory, the mycologists of FGBU "VNIKR"

identified the sample and confirmed that these symptoms were caused by the quarantine for EAEU species *Monilinia fructicola*

Pear trees growing in the vicinity of Pyeongtaek (Fig. 17) were damaged by the complex of species. Among other phyllophagous, caterpillars of purple argemone moth (Yponomeutidae) were found. They skeletonize leaves and enlase the shoots with silk. Fruits from the outer side had been damaged by alower chafers (Cetoniinae), the inner space of the fruit had been affected by the caterpillars of the Tortricidae family: Grapholitini and Pyralidae (the pear snout fruit moth *Numonia pyrivorella* was not found). Next to the pear plantings, there was a garden with hop plants on which the mass development of the Fall webworm caterpillars *Hyphantria cunea*, a quarantine object for the EAEU, was observed (Fig. 18).

During research carried out at the outskirts of the city of Mungyeong (Fig. 3), two *Bidens* species were identified. (Fig. 19). The herbarial materials were given to herbologists of FGBU "VNIKR" for identification.

In the vicinity of Wonju (Fig. 20), the egg-layings of the Asian gypsy moth *Lymantria dispar asiatica* (quarantine object) were found, their identification was carried out with molecular genetic methods in the FGBU "VNIKR" by the technology of Kamaev et al. (2015). At the same territory the berry-bearing plants (*Vaccinium* sp.) with characteristic damage caused by cherry drosophila *Drosophila suzukii* (quarantine object) were detected.

Summing up the preliminary results of the expedition research on the Korean Peninsula, it should be noted that in the end, information about the fauna and biology of the most important agricultural and forest pests was obtained, original illustrations of pests and the damage caused by them were made, and also the specialists received the material that can be used for scientific collections, development of molecular genetic methods of pest identification, standard samples, training collections for advanced courses and internships.

References

1. Lee W.K., Lee B.H., Kim B.J. Taxonomic studies on spider mites (Tetranychidae, Acarina) of Korea. III. Spider mites parasitic on conifers // Korean Journal of Systematic Zoology, 1989. № 5. P. 13-24.

2. Kamayev I.O., Mazurin E.S., Shipulin A.V. Gypsy moth (*Lymantria dispar*): the segregation of intra-species complexes and molecular genetic approaches to the identification of the Asian subspecies // Plant Health. Research and Practice, 2015. №1 (11). P. 45-58.

3. <http://www.fao.org/>; <http://faostat.fao.org>.



Fig. 19. The plants of *Bidens* spp. on the road side next to the irrigation system of paddy fields in the vicinity of Mungyeong (photo by G.S. Krasovsky)

Рис. 19. Растения череды *Bidens* spp. на обочине дороги рядом с системой орошения рисовых чеков Мунгена (фото Г.С. Красовского)



Fig. 20. Egg layings of Asian gypsy moth *Lymantria dispar asiatica* detected in the vicinity of Wonju (photo by G.S. Krasovsky)

Рис. 20. Яйцекладки азиатского подвида непарного шелкопряда *Lymantria dispar asiatica*, выявленные в окрестностях Вонджу (фото Г.С. Красовского)