

КАРАНТИН РАСТЕНИЙ

НАУКА И ПРАКТИКА

ИЮНЬ
2|12|2015

РУССКО-АНГЛИЙСКИЙ ЖУРНАЛ

**СОВЕЩАНИЕ ГРУППЫ ЭКСПЕРТОВ ЕОКЗР
ПО ДИАГНОСТИКЕ НАСЕКОМЫХ** стр. 4

**АНАЛИЗ ФИТОСАНИТАРНОГО РИСКА
И КАТЕГОРИЗАЦИЯ ВРЕДНЫХ ОРГАНИЗМОВ** стр. 8

**ИНСЕКТАРИЙ ФГБУ «ВНИИКР»:
РЕКОНСТРУКЦИЯ И ПЕРСПЕКТИВЫ** стр. 24

**MEETING OF THE EPPO PANEL
ON DIAGNOSTICS IN ENTOMOLOGY** page 6

**PEST RISK ANALYSIS
AND PEST CATEGORIZATION** page 17

**FGBU VNIKR'S INSECTARIUM:
RECONSTRUCTION AND PROSPECTS** page 30

RUSSIAN-ENGLISH JOURNAL

PLANT HEALTH RESEARCH AND PRACTICE

JUNE
2|12|2015

«КАРАНТИН РАСТЕНИЙ. НАУКА И ПРАКТИКА»

ДВУЯЗЫЧНЫЙ НАУЧНЫЙ ЖУРНАЛ №2 (12) 2015 Г.

Главный редактор:

У.Ш. Магомедов, кандидат сельскохозяйственных наук, директор ФГБУ «ВНИИКР»

Шеф-редактор:

Светлана Зиновьева, помощник директора ФГБУ «ВНИИКР» по связям с общественностью и СМИ

Выпускающие редакторы:

Ольга Лесных,
Юлия Мелано,
Юлиана Бададгулова
e-mail: karantin.r@yandex.ru

Редакционная коллегия

журнала «Карантин растений. Наука и практика»:

Швабаускаене Ю.А. — заместитель Руководителя Россельхознадзора

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

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

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

Санин С.С. — академик РАН, директор Всероссийского НИИ фитопатологии

Мартин Уорд — Генеральный директор ЕОКЗР

Рингольдс Арнитис — Президент ЕОКЗР

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

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

Сорока С.В. — 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»

Яковлева В.А. — кандидат биологических наук, заместитель директора ФГБУ «ВНИИКР»

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

РЕДАКЦИЯ:

Волкова Е.М. — заведующая лабораторией сорных растений

Волков О.Г. — начальник отдела биометода

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

Приходько Ю.Н. — начальник научно-методического отдела фитопатологии

Скрипка О.В. — заведующая лабораторией микологии

Дренова О.Н. — начальник отдела по международным связям и вопросам ВТО (переводчик)

Маткава Л.Р. — специалист отдела по международным связям и вопросам ВТО (переводчик)

Шахманова З.Э. — специалист отдела по международным связям и вопросам ВТО (переводчик)

Дизайн и верстка:
Мария Поваляева

Корректор:
Татьяна Артемьева

Менеджер по подписке и дистрибуции:
Игорь Алпатов
+7 (925) 357 20 61

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

Издатель: ООО «Успех» (105122, г. Москва, Щелковское шоссе, д. 13, оф. 402)
Адрес редакции: 105122, г. Москва, Щелковское шоссе, д. 13, оф. 402

Типография: ООО «Юнион Принт»,
603022, Нижегородская область, г. Нижний Новгород, Окский Съезд, д. 2, тел.: 8 (831) 439-44-99
Тираж 2000 экземпляров. Бесплатно.

СОДЕРЖАНИЕ CONTENT

I. НОВОСТИ

Совещание группы экспертов ЕОКЗР по диагностике насекомых

4

II. НАУЧНЫЕ ИССЛЕДОВАНИЯ В ОБЛАСТИ КАРАНТИНА РАСТЕНИЙ

*У.Ш. Магомедов, директор ФГБУ «ВНИИКР»
М.К. Миронова, ведущий научный сотрудник ФГБУ «ВНИИКР»
В.А. Яковлева, заместитель директора ФГБУ «ВНИИКР»*
Анализ фитосанитарного риска и категоризация вредных организмов

8

*О.Г. Волков, начальник отдела биометода ФГБУ «ВНИИКР»
Инсектарий ФГБУ «ВНИИКР»:* реконструкция и перспективы

24

*Я.Н. Коваленко, научный сотрудник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР»
Н.А. Гура, старший научный сотрудник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР»*

35

*С.А. Курбатов, начальник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР»
Яблоневый круглоголовый скрипун (*Saperda candida* F.) — кандидат на включение в Единый перечень карантинных объектов Таможенного союза*

35

*Е.А. Даниленко, специалист Пятигорского филиала ФГБУ «ВНИИКР»
С.В. Пименов, заведующий испытательной лабораторией Пятигорского филиала ФГБУ «ВНИИКР»*
Мониторинг восточной плодовой моли и анализ видовой разнообразия близкородственных видов семейства Tortricidae в условиях зоны достаточного увлажнения Ставропольского края

40

Кевин Л. Шнейдер, Глоримар Марреро, Молекулярные биологические науки и биоинженерия, Гавайский университет Маноа, Гонолулу, Гавайи, Соединенные Штаты Америки

46

Энн М. Алварез, Гернот Г. Престинг, Защита растений и окружающей среды, Гавайский университет Маноа, Гонолулу, Гавайи, Соединенные Штаты Америки

Классификация фитопатогенных бактерий при помощи ДНК-маркера ФИР

52

I. NEWS

Meeting of the EPP0 Panel on Diagnostics in Entomology

6

II. RESEARCH STUDIES IN PLANT QUARANTINE

*Ulluby Sh. Magomedov, FGBU VNIKR's Director
Mariam K. Mironova, FGBU VNIKR's Leading Researcher
Vera A. Yakovleva, FGBU VNIKR's Deputy Director*
Pest Risk Analysis and Pest Categorization

17

*Oleg G. Volkov, Head of FGBU VNIKR's Bio-Methods Department
FGBU VNIKR'S Insectarium: Reconstruction and Prospects*

30

*Yakov N. Kovalenko, Researcher at FGBU VNIKR's Entomological Research and Methodology Department
Natalia A. Gura, Senior Researcher at FGBU VNIKR's Entomological Research and Methodology Department*

*Sergey A. Kurbatov, Head of FGBU VNIKR's Entomological Research and Methodology Department
Round-headed Apple-tree Borer (*Saperda candida* F.) — a Candidate for Inclusion into the Customs Union List of Quarantine Pests*

38

*Elena A. Danilenko, Specialist of FGBU VNIKR's Pyatigorsk Branch
Sergey V. Pimenov, Chief of the Testing Laboratory of FGBU VNIKR's Pyatigorsk Branch*
Monitoring of the Oriental Fruit Moth and Analysis of the Diversity of the Closely Related Species in the Family Tortricidae in the Area of Sufficient Humidity in Stavropol Krai

46

Kevin L. Schneider, Glorimar Marrero, Molecular Biosciences and Bioengineering, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii, United States of America

Anne M. Alvarez, Gernot G. Presting, Plant and Environmental Protection Sciences, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii, United States of America

Classification of Plant Associated Bacteria Using RIF DNA Marker

55

СОВЕЩАНИЕ ГРУППЫ ЭКСПЕРТОВ ЕОКЗР ПО ДИАГНОСТИКЕ НАСЕКОМЫХ

17–19 марта 2015 г. в Риме (Италия) состоялось совещание группы экспертов ЕОКЗР по диагностике насекомых. В нем приняли участие представители Франции, Великобритании, Германии, Польши, Ирландии, Словении. Российскую сторону представлял начальник научно-экспериментального отдела ФГБУ «ВНИИКР» И.О. Камаев.

Программа совещания включала в себя обсуждение результатов важнейших совещаний ЕОКЗР, проекта Q-collect, рассмотрение диагностических протоколов и раздела протокола по ДНК-баркодированию, касающегося насекомых и клещей, а также в рамках работы группы посещения Исследовательского центра фитопатологии и заседание комиссии по фитосанитарным мерам ФАО.

Франсуаза Петтер кратко осветила итоги ключевых совещаний ЕОКЗР, в частности, совещания группы экспертов по диагностике насекомых (Монпелье, февраль 2013 г.), 51-й и 52-й конференций рабочей группы по фитосанитарным мерам (Сараево, 2013; Костешты, 2014) и др. В ходе выступления были отмечены актуальные для ЕОКЗР виды насекомых-инвайдеров в европейские страны. Среди них *Thaumatotibia leucotreta* (Lepidoptera: Tortricidae), *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae), *Aromia bungii*, *Oemona hirta* и виды рода *Apriona* (Coleoptera: Cerambycidae), *Polygraphus proximus* (Coleoptera: Scolytidae).

Эксперты группы рассматривали диагностические протоколы, посвященные минирующим мухам рода *Liriomyza*, видам *Aleurocanthus*,

Diabrotica virgifera, *Helicoverpa armigera*, совкам рода *Spodoptera*. После рассмотрения замечаний данные протоколы будут направлены для дальнейших обсуждений по принятой в ЕОКЗР схеме.

На совещании обсуждались проблемы создания коллекций из ре-

ферентного материала и валидации морфологических и морфометрических методов в рамках аккредитации лабораторий. Последняя вызывает определенные трудности для организаций в области карантина и защиты

Рис. 1. Исследовательский центр фитопатологии в Риме (CRA-PAV)



Fig. 1. Plant Pathology Research Centre (CRA-PAV), Rome

растений Нидерландов, Великобритании и Франции. В настоящее время эти вопросы активно обсуждаются на соответствующих уровнях.

В ходе посещения Исследовательского центра фитопатологии Италии (CRA-PAV) эксперты группы ознакомились с его историей и работой основных направлений, среди которых важное место занимают молекулярно-генетические методы. Руководителем Центра Мариной Барбой был подготовлен обзорный доклад, в ходе которого отмечалось значение выработки мер по регуляции численности видов насекомых, являющихся переносчиками карантинных и особо опасных фитопатогенов.

Эксперты в качестве слушателей участвовали в заседании Комиссии по фитосанитарным мерам ФАО. Доклад, подготовленный Нейлом Бунхамом (Великобритания), затрагивал освещение результатов проек-

та Q-detect. Данный проект направлен на развитие методов выявления и идентификации организмов, имеющих фитосанитарное значение, и состоит из нескольких рабочих программ:

— прогностическое моделирование на основе данных работы инспекций НОКЗР для оценки последствий изменения протоколов отбора проб, методов выявления и идентификации вредных организмов;

— выявление вредных организмов с помощью аттрактантов и феромонов. В рамках этого направления осуществляется идентификация новых видов феромонов и аттрактантов на базе существующих лабораторий с применением электроантеннографии и масс-спектрометрии. Доклад итальянских специалистов был посвящен возможностям усовершенствования феромонных ловушек для короедов и усачей с применением

Рис. 2. Рабочий стол специалиста Станции патологии растений (ныне Исследовательского центра фитопатологии в Риме), разработанный во второй четверти XX века директором станции Л. Петри (1875–1946)



Fig. 2. Work place of a specialist at the Plant Pathology Station (now Plant Pathology Research Centre, Rome) developed in the 20th century by the Station's Director Lionello Petri (1875–1946)

нескольких видов аттрактантов для отлова 2–4 видов и дистанционным просмотром накопителя ловушек в режиме онлайн;

— развитие методов выявления вредных организмов на основе биоакустики и удаленной визуализации. Интересные данные были представлены по акустической детекции видов-ксилофагов с возможностью их идентификации на стадии нахождения в древесине по видоспецифичному характеру вибрации личинок при прокладывании ходов;

— оперативные методы мониторинга на основе молекулярно-генетических методов. В настоящее время активно применяется высокопроизводительное (полногеномное) секвенирование вирусов для поиска новых маркерных генов и определения таксономического состава микробоценозов. В рамках этой программы поддерживается разработка диагностических наборов для идентификации насекомых, например, была продемонстрирована идентификация минирующих мух рода *Liriomyza* с помощью ПЦР «в реальном времени». Следует отметить, что если для фитопатогенов подобные диагностические наборы уже давно успешно применяются, то для насекомых это направление еще только начинает развиваться. Определенные наработки для молекулярно-генетической идентификации насекомых, например, азиатского подвида непарного шелкопряда, некоторых карантинных и некарантинных видов кокцид, созданы в научно-экспериментальном отделе ФГБУ «ВНИИКР» под руководством И.О. Камаева.

Таким образом, в ходе совещания группы экспертов ЕОКЗР по диагностике насекомых были рассмотрены диагностические протоколы видов, имеющих карантинный статус, в том числе и для территории Российской Федерации. Эта информация представляет несомненный интерес для развития методов диагностики в системе карантина растений России. Отмечается, что среди данных методов наряду с классическими морфологическими активно применяются молекулярно-генетические (ДНК-баркодинг), особенно для трудно идентифицируемых видов организмов.

MEETING OF THE EPPO PANEL ON DIAGNOSTICS IN ENTOMOLOGY

Fig. 3. DNA laboratory at the Plant Pathology Research Centre

Рис. 3. Молекулярно-генетическая лаборатория Исследовательского центра фитопатологии



The EPPO Panel on Diagnostics in Entomology met in Rome (Italy) on 17–19 March, 2015. The meeting was attended by participants from France, Great Britain, Germany, Poland, Ireland, and Slovenia. The Russian Federation was represented by Ilya O. Kamaev, Head of FGBU VNIICR's Research and Testing Department.

The meeting agenda included discussion of the EPPO meeting reports, the Q-collect project, review of diagnostic protocols and a DNA-barcoding protocol section on insects and mites, as well as a visit to the Plant Pathology Research Centre and the FAO Commission on Phytosanitary Measures.

Françoise Petter briefly highlighted the results of the EPPO meetings, particularly, that of the Panel on Diagnostics in Entomology (Montpellier, February 2013), 51st and 52nd meetings of the Working Party on Phytosanitary Regulations (Sarajevo, 2013; Costesti, 2014), etc. The most relevant insect species invading the European countries were discussed including *Thaumatotibia leucotreta* (Lepidoptera: Tortricidae), *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae), *Aromia bungii*, *Oemona hirta* and species of the genera *Apriona* (Coleoptera: Cerambycidae), *Polygraphus proximus* (Coleoptera: Scolytidae).

The Panel members reviewed the diagnostic protocols on the leafmining flies of the genus *Liriomyza*; *Aleurocanthus* species, *Diabrotica virgifera* and *Helicoverpa armigera*; owlet moths of the genus *Spodoptera*. The comments made on these protocols will be considered, and the protocols will further

be discussed according to the EPPO scheme.

The meeting discussed issues of creating a reference material collection and validating morphological and morphometric techniques for laboratory accreditation. The latter presents a problem for plant protection and quarantine organizations in the Netherlands, UK and France. These issues are being actively discussed at the appropriate levels.

During the visit to the Plant Pathology Research Centre (CRA-PAV), the Panel members learned a lot about its history and core activities, particularly as regards molecular and genetic methods. Marina Barba, head of the Center, in her presentation discussed the importance to develop methods for regulating the prevalence of pests that serve as vectors for quarantine pests and extremely harmful plant pathogens.

The Panel members participated in the meeting of the FAO Commission on Phytosanitary Measures as observers. Neil Dunham's (United Kingdom) in his presentation addressed Q-detect project results. This project is aimed at developing diagnostic methods for quarantine pests and comprises three working programs:

— Predictive modeling based on data of inspections by the NPPOs to evaluate the effects of changes in sampling protocols, methods for pest detection and identification;

— Detection of pests using attractants and pheromones. With this in view, new types of pheromones and attractants are being developed by laboratories based on mass spectrometric and electrophysiological investigations. The report of the Italian experts was dedicated to the possibilities of improving pheromone traps for bark beetles and long-horned beetles using several types of attractants for trapping 2–4 species and distant online examination of collecting bags;

— Development of detection methods for harmful pests based on bioacoustics and distant visualization. Relevant data was presented on acoustic detection of xylophagous species allowing for their identification while on wood based on the species-specific nature of the vibration of the hole-making larvae;

— Practical monitoring methods based on molecular genetic methods. Currently, full genome virus sequenc-

ing is actively used to find new marker genes and to determine the taxonomic composition of microbiota. This project supports the development of diagnostic kits for insects. For instance, the identification of leafminers of the genus *Liriomyza* using real time PCR was demonstrated. It is worth mentioning that while diagnostic kits for plant pathogens have long been used successfully; diagnostic kits for insects are just being developed. FGBU VNIICR's Research and Testing Department headed by Ilya O. Kamaev has developed methods for molecular genetic identification of insects, such as the Asian subspecies of the gypsy moth, certain quarantine and non-quarantine species of coccids.

Thus, during the Panel meeting, the diagnostic protocols for quarantine pests including those of quarantine concern for the Russian Federation were considered. This information is extremely relevant for the development of diagnostic methods to be used in Russia. It was noted that along with conventional morphological methods DNA methods (DNA bar-coding) are widely used, especially for species that are difficult to identify.

Fig. 4. Demonstration of utilizing a diagnostic kit for the identification of leafminers using real time PCR at the meeting of the FAO Commission on Phytosanitary Measures

Рис. 4. Демонстрация применения диагностического набора для идентификации минирующих мух с помощью ПЦР «в реальном времени» на заседании Комиссии по фитосанитарным мерам ФАО



АНАЛИЗ ФИТОСАНИТАРНОГО РИСКА И КАТЕГОРИЗАЦИЯ ВРЕДНЫХ ОРГАНИЗМОВ

У.Ш. Магомедов, директор ФГБУ «ВНИИКР»

М.К. Миронова, ведущий научный сотрудник ФГБУ «ВНИИКР»

В.А. Яковлева, заместитель директора ФГБУ «ВНИИКР»

Концепция анализа (оценки) фитосанитарного риска как основного средства научного и технического обоснования фитосанитарных мер получила развитие после принятия в 1994 году Соглашения о применении санитарных и фитосанитарных мер. В соответствии с определением, данным процедуре в Соглашении, оценка риска — это оценка вероятности проникновения, акклиматизации или распространения вредителя или заболевания на территории импортирующей страны — члена ВТО применительно к санитарным или фитосанитарным мерам, которые могли бы быть применены,

и связанных с этим потенциальных биологических и экономических последствий.

Последствием принятия Соглашения стали пересмотр Международной конвенции по карантину и защите растений (МККЗР) и разработка международных стандартов по фитосанитарным мерам (МСФМ), развивающих концепцию анализа фитосанитарного риска. Анализ фитосанитарного риска (АФР) определяется в рамках Конвенции как процесс анализа биологических или других научных и экономических данных с целью определения необходимости регулирования вредного организма и строгости фитосанитарных мер против него.

Стандарт МСФМ 2 (2007) описывает общую структуру анализа фитосанитарного риска, который должен состоять из следующих основных стадий: подготовительной, оценки фитосанитарного риска и оценки управления фитосанитарным риском.

Стандарт МСФМ 11 (2013) детализирует схему анализа фитоса-

нитарного риска для карантинных вредных организмов. В анализе фитосанитарного риска оценивают следующие основные элементы: вероятность проникновения потенциально вредного организма в зону АФР, вероятность его акклиматизации и вероятность распространения в зоне АФР, а также потенциальные последствия (потенциальный ущерб) интродукции вредного организма в зоне АФР. Процесс оценки фитосанитарного риска представляет собой схему принятия решения путем последовательных ответов на определенные вопросы. Кроме этой схемы стандарт содержит 4 Приложения, касающиеся сферы применения МККЗР в отношении рисков для окружающей среды (1); в отношении анализа фитосанитарного риска для живых модифицированных организмов (2); по определению потенциальной возможности живого модифицированного организма быть вредным организмом (3); по анализу фитосанитарного риска для растений как карантинных вредных организмов (4).

Стандарт МСФМ 14 (2002) представляет собой руководство по использованию интегрированных мер в системном подходе к управлению фитосанитарным риском.

Стандарт МСФМ 21 (2004) является руководством по проведению анализа фитосанитарного риска для регулируемых некарантинных вредных организмов.

Рис. 1. Распределение организмов по уровню фитосанитарного риска, который они представляют

Fig. 1. Classification of organisms depending on the level of pest risk they present

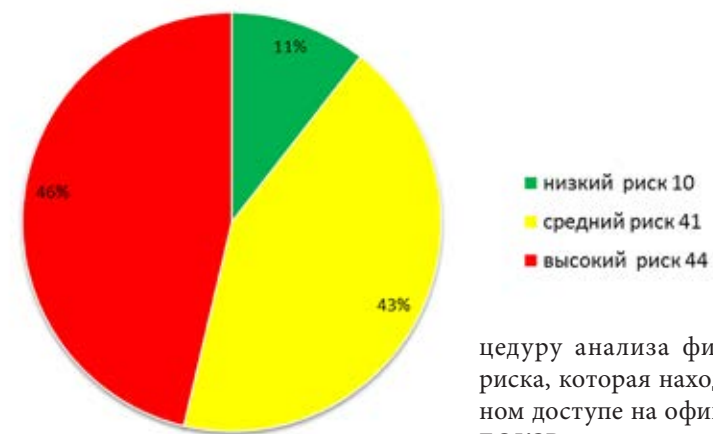


Рис. 2. Распределение насекомых по уровню фитосанитарного риска

Fig. 2. Classification of insects depending on the level of pest risk

Региональные стандарты Европейской и Средиземноморской организации по карантину и защите растений (ЕОКЗР) серии РМ 5 развивают и детализируют международные стандарты по анализу фитосанитарного риска с учетом особенностей региона.

Стандарт РМ 5/1 (2011) содержит перечень информации, которая должна быть рассмотрена для проведения анализа фитосанитарного риска.

Стандарт РМ 5/2 (2012) содержит схему АФР, которая может использоваться при выявлении неизвестного вредного организма в импортируемом грузе, с целью принятия решения о необходимости предпринять фитосанитарное действие.

Из 197 видов 22 вида не представляют фитосанитарного риска для зоны АФР или представляют приемлемый риск, поэтому они не были рекомендованы для регулирования как карантинные вредные организмы. Остальные 175 видов были оценены как представляющие неприемлемый риск и были рекомендованы для включения в перечень карантинных объектов.

Стандарт РМ 5/3 (2011) содержит схему для принятия решения о том, соответствует ли организм критериям карантинного вредного организма, и для определения, в случае необходимости, возможных способов управления связанным с ним риском. Стандарт имеет компьютеризированную форму CAPRA (Computer Assisted Pest Risk Analysis), облегчающую и ускоряющую про-

цедуру анализа фитосанитарного риска, которая находится в свободном доступе на официальном сайте ЕОКЗР.

Стандарт РМ 5/5 (2014) содержит упрощенную схему для ускоренного проведения АФР с целью определения, имеет ли организм характеристики карантинного вредного организма, а также, при необходимости, определения возможных вариантов управления.

С 2006 по 2014 год специалистами Всероссийского центра карантина растений в сотрудничестве со специалистами других учреждений (ВНИИСХ, ВИГИС, РУДН, ИНПА РАН) был проведен анализ фитосанитарного риска для 197 видов организмов, относящихся к насекомым, нематодам, грибам, бактериям, вирусам и растениям. В настоящей статье обобщаются результаты этой коллективной работы.

Оказалось, что из 197 видов 22 вида не представляют фитосанитарного риска для зоны АФР или представляют приемлемый риск, поэтому они не были рекомендованы для регулирования как карантинные

вредные организмы. Остальные 175 видов были оценены как представляющие неприемлемый риск и были рекомендованы для включения в перечень карантинных объектов.

Однако рекомендация включения в перечень — это только одна из фитосанитарных мер, которые могут быть приняты по отношению к этим организмам для снижения риска до приемлемого уровня. Остальные

фитосанитарные меры принимают в зависимости от уровня фитосанитарного риска, установленного для каждого отдельного организма. Таким образом, оценка фитосанитарного риска это не только установление того, что организм соответствует критериям карантинного вредного организма, но и определение уровня риска с целью принятия фитосанитарных мер, соответствующих определенному уровню риска.

Для категоризации организмов в соответствии с уровнем риска была принята система с трехуровневым рейтингом, то есть риск оценивался как низкий, средний и высокий. Следует отметить, что ранжирование носит относительный характер, то есть вид, оцененный как представляющий средний риск, на самом деле может быть отнесен и к видам, представляющим высокий фитосанитарный риск, и наоборот. Пороги, разделяющие категории риска, являются условными и были рассчитаны исходя из обобщения оценок риска для всех проанализированных организмов.

Результаты категоризации представлены в диаграммах для всех оцененных организмов в целом (рис. 1), а также для каждой группы организмов в отдельности (рис. 2–7).

В целом распределение организмов по уровню фитосанитарного риска соответствует ожидаемому вероятностному распределению, при котором практически половина (47%) исследованных организмов (82) были оценены как представляющие средний фитосанитарный риск. Относительно небольшое число организмов (19), что составляет 11% от общего числа, были оценены как представляющие низкий риск, остальные 74 вида (42%) — как представляющие высокий фитосанитарный риск.

Рассмотрим распределение по категориям в каждой отдельной группе организмов.

Наиболее многочисленной оказалась группа насекомых и клещей, насчитывающая 75 отсутствующих и 20 ограниченно распространенных в зоне АФР вредных организмов (рис. 2). Среди насекомых 10 видов (11%) были оценены как представляющие низкий фитосанитарный риск, а остальные 85 видов образуют практически равные подгруппы вредите-



Рис. 3. Распространение грибов по уровню фитосанитарного риска

Fig. 3. Classification of fungi depending on the level of pest risk

лей, представляющих средний риск (41 вид или 43%) и высокий риск (44 вида или 46%).

Наиболее высокий потенциальный риск, как показали результаты АФР, представляют отсутствующие вредители леса, плодовых культур и растений закрытого грунта. Низкий риск представляют ограниченно распространенные вредители леса и некоторые многоядные вредители овощных культур.

В группе возбудителей грибных заболеваний растений (рис. 3) наибольшее число патогенов были оценены как представляющие средний риск (16 видов или 57%). 6 видов грибов были оценены как представляющие низкий фитосанитарный риск (22%) и 6 видов (21%) — как представляющие высокий риск.

Наиболее высокий риск представляют грибные патогены зерновых, плодово-ягодных и декоративных культур. Остальные патогены этой группы представляют низкий и средний фитосанитарный риск для растений, что возможно, связано с не самыми благоприятными условиями для развития грибных заболеваний растений в зоне АФР.

В группе бактерий (рис. 4) так же, как в группе грибов, наибольшее число возбудителей болезней растений (50%) оценены как представляющие средний фитосанитарный риск (7 видов из 14). 3 вида (21%) и 4 вида (29%) оценены как представляющие соответственно низкий и высокий фитосанитарный риск.

Следует отметить, что в группе бактерий высокий и средний фи-

тосанитарный риск представляют ограниченно распространенные патогены картофеля, являющегося важнейшей продовольственной культурой, и патогены плодовых культур, доминирующих в зоне АФР.

Следующие три группы организмов характеризуются тем, что в них нет организмов, представляющих низкий фитосанитарный риск. Это нематоды, вирусы и сорные растения. При этом, несмотря на различное число видов в группах нематод и вирусов, процентное распределение организмов по уровню фитосанитарного риска очень близкое. А при одинаковом числе видов в группах вирусов и сорных растений процентное соотношение организмов, представляющих средний и высокий риск, сильно различается.

Рассмотрим группу нематод, в которой наименьшее число видов, — всего 6. Из пяти отсутствующих нематод два вида были оценены как представляющие высокий потенциальный фитосанитарный риск, остальные отсутствующие и одна ограниченно распространенная нематода были оценены как представляющие средний фитосанитарный риск (рис. 5). Эту группу составляют нематоды, повреждающие картофель, а также нематоды, опасные для лесных культур.

Большую часть группы проанализированных вирусов также составляют возбудители заболеваний картофеля и других полевых культур, а также заболеваний плодовых культур (рис. 6).

Процентное соотношение вирусов, представляющих средний риск (69%), почти в два раза выше, чем представляющих высокий фитосанитарный риск (31%).

И, наконец, группа, в которой наибольшее число видов представляют высокий фитосанитарный риск, — это сорные растения (рис. 7). В этой группе только три вида были оценены как представляющие средний

риск (19%), тогда как остальные 13 видов — как представляющие высокий риск. Эта группа характеризуется тем, что с ее представителями может быть связан не только огромный непосредственный экономический ущерб земледелию и скотоводству, но также экологический ущерб естественной среде и вред здоровью человека и животных.

Результаты проведенной работы позволяют сравнить и ранжировать различные вредные организмы по уровню риска, который они представляют для Российской Федерации. Они могут быть также использованы для составления реестра карантинных вредных организмов.

Результаты категоризации или ранжирования вредных организмов по уровню фитосанитарного риска необходимы для выбора фитосанитарных мер, соответствующих определенному уровню риска. Возможность такого выбора имеет большое значение в целях сосредоточения внимания на организмах (и подкарантинной продукции, с которой они могут распространяться) высокого риска и обеспечения более эффективного использования имеющихся в распоряжении ограниченных ресурсов для достижения приемлемого уровня фитосанитарной безопасности. Категоризации мер в соответствии с уровнем фитосанитарного риска будет посвящено специальное исследование, результаты которого будут обобщены в отдельной публикации.

Список АФР (2006–2014)

Анализ фитосанитарного риска австралийской многоядной мешочницы *Hyalarcta huebneri* (Westwood) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска азиатского усача *Anoplophora glabripennis* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска азиатской плодовой мушки *Drosophila suzukii* (Matsumura) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска азиатской расы непарного шелкопряда *Lymantria dispar* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска азиатской хлопковой совки *Spodoptera litura* Fabricius для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска амброзии многолетней *Ambrosia psilostachya* DC. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска амброзии полыннолистной *Ambrosia artemisiifolia* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска амброзии трехраздельной *Ambrosia trifida* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска американского клеверного минера *Liriomyza trifolii* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска американского табачного трипса *Frankliniella fusca* (Hinds) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

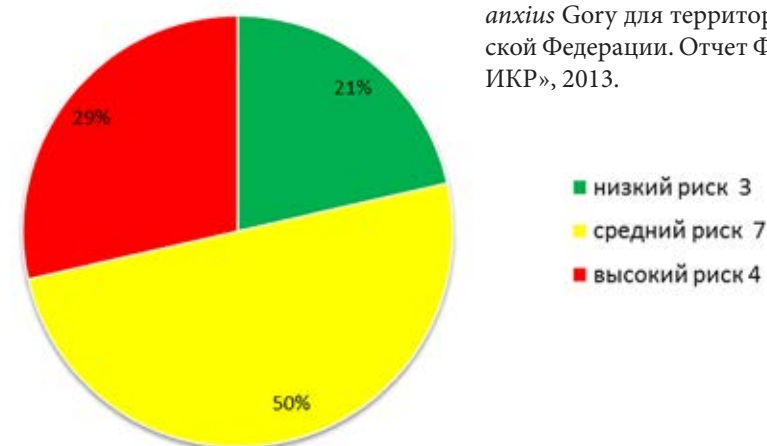
Анализ фитосанитарного риска американской белой бабочки *Huphantria cunea* Drury для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска американской кукурузной совки *Helicoverpa zea* (Boddie) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска андийских картофельных долгоносиков *Premnotrypes latithorax* (Pierce)

Рис. 4. Распределение бактерий по уровню фитосанитарного риска

Fig. 4. Classification of bacteria depending on the level of pest risk



для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска андийских картофельных долгоносиков видов *Premnotrypes pusillus* (Kuschel) и *P. sturicallus* (Kuschel) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска андийских картофельных долгоносиков вида *Premnotrypes vorax* (Hustache) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска африканской дынной мухи *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска бананового трипса *Frankliniella parvula* Hood для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска бегомовируса желтой курчавости листьев томата Tomato yellow leaf curl begomovirus для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска белокаемчатого жука *Naupactus leucoloma* Boheman для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

Анализ фитосанитарного риска белопятнистого усача *Monochamus scutellatus* (Say) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска бенивируса некротического пожелтения жилок свеклы Beet necrotic yellow vein benyvirus для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2008.

Анализ фитосанитарного риска бронзовой березовой златки *Agrilus anxius* Gory для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска бледной картофельной нематоды *Globodera pallida* (Stone) Behrens для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска большого елового лубоеда *Dendroctonus micans* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска большого черного елового усача *Monochamus urusovi* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска бузинника пазушного *Iva axillaris* Pursh. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска вест-индского цветочного трипса *Frankliniella insularis* (Franklin) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска вириода веретенovidности клубней картофеля Potato spindle tuber viroid для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска вируса мозаики пегино *Peripo mosaic virus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска вируса пожелтения картофеля Potato yellowing alfamovirus для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска вируса Т картофеля Potato T trichovirus для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска возбудителей диплоидоза кукурузы *Stenocarpella maydis* и *Stenocarpella macrospora* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя андийского тимовируса картофеля Andean potato latent tymovirus для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя антракноза земляники *Colletotrichum acutatum* Simmonds для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

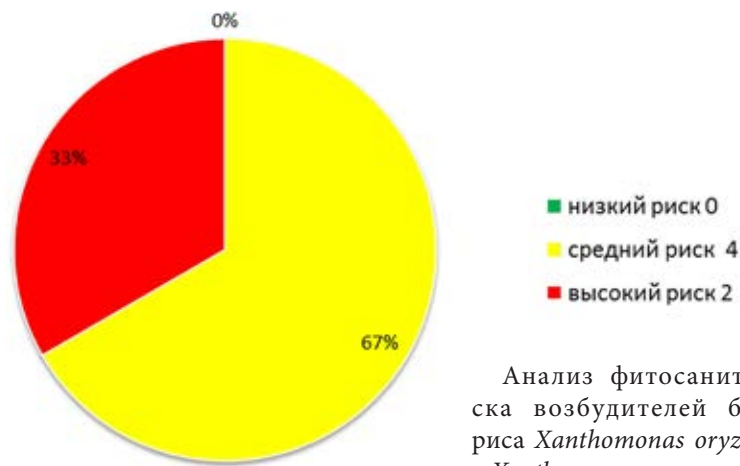


Рис. 5. Распределение нематод по уровню фитосанитарного риска

Fig. 5. Classification of nematodes depending on the level of pest risk

Анализ фитосанитарного риска возбудителя антракноза хлопчатника *Glomerella gossypii* (South) Edgerton для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя аскохитоза хризантем *Didymella ligulicola* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бактериального некроза винограда *Xylophilus ampelinus* (Panagoroulos) Willems et al. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бактериального ожога плодовых деревьев *Erwinia amylovora* (Burrill) Winslow et al. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бактериального увядания (вилта) кукурузы *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бактериальной кольцевой гнили картофеля *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicum* (Spieckermann and Kotthoff) Davis et al. для территории стран Таможенного союза. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бактериальной пятнистости тыквенных культур *Acidovorax citrulli* Schaad et al. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска возбудителей бактериозов риса *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* и *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя белой ржавчины хризантем *Puccinia horiana* Henn. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя болезни Пирса *Xylella fastidiosa* Wells et al. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бурой бактериальной гнили картофеля *Ralstonia solanacearum* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя бурой монилиозной гнили *Monilinia fructicola* (Winter) Honey для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя желтого слизистого бактериоза пшеницы *Rathayibacter tritici* (Carlson & Vidaver) Zgurskaya et al. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя золотистого пожелтения винограда *Grapevine flavescence dorée* phytoplasma для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска индийской головни пшеницы *Tilletia indica* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя истощения груши *Candidatus Phytoplasma pyri* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя карликовой головни

пшеницы *Tilletia controversa* Kühn для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя карликовости хризантемы *Chrysanthemum stunt pospiviroid* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя коричневого пятнистого ожога хвои сосны *Mycosphaerella dearnessii* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя латентной мозаики персика *Peach latent mosaic viroid* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя листового ожога лука *Xanthomonas axonopodis* pv. *allii* (Roumagnac et al.) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя листовой пятнистости кукурузы *Cochliobolus carbonum* R.R. Nelson для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя пролиферации яблони *Candidatus Phytoplasma mali* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя пурпурного церкоспороза *Cercospora kikuchii* (T. Matsu & Tomoyasu) Gardn. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя рака картофеля *Synchytrium endobioticum* (Schilb.) Perc. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя рака стволов и ветвей сосны *Atropellis pinicola* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя рака стволов и ветвей сосны *Atropellis piniphila* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя рашиповидности листьев черешни *Cherry rasp leaf perovirus* для территории Российской Федерации.

ской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя ржавчины пеларгонии *Puccinia pelargonii-zonalis* Doidge для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя розеточной мозаики персика *Peach rosette mosaic perovirus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя сосудистого микоза дуба *Ceratocystis fagacearum* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя суховершинности ясени *Chalara fraxinea* T. Kowalski для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя техасской корневой гнили *Phymatotrichopsis omnivora* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя фитофтороза декоративных и древесных культур *Phytophthora kernoviae* Brasier, Beales & S.A. Kirk. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя фитофтороза древесных и кустарниковых растений *Phytophthora ramorum* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Рис. 6. Распределение вирусов по уровню фитосанитарного риска

Fig. 6. Classification of viruses depending on the level of pest risk



Анализ фитосанитарного риска возбудителя фитофтороза ольхи *Phytophthora alni* Brasier & Kirk для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя фитофторозной корневой гнили земляники и малины *Phytophthora fragariae* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя фомоза (гангрены) картофеля *Phoma exigua* var. *foveata* (Foister) для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя фомопсиса вакцинума *Diaporthe vaccinii* Shear для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя фомопсиса подсолнечника *Diaporthe helianthi* Munt.-Cvet. et al. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя цветочного ожога камелий *Ciborinia camelliae* Kohn для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя южного гельминтоспориоза кукурузы *Cochliobolus heterostrophus* Drechs. (раса T) для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска возбудителя язвенного заболевания ореха *Sirococcus clavignenti-juglandacearum* Nair, Kostichka & Kuntz для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска восточного цветочного трипса *Frankliniella tritici* (Fitch) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска восточного пятизубчатого кородея

Ips grandicollis Eichhoff для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска восточного шестизубчатого гравера *Ips calligraphus* Germaer для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска восточной плодовой гнили *Grapholitha molesta* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска восточносибирского хвойного усача *Monochamus impluviatus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска гавайского трипса *Thrips hawaiiensis* (Morgan) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска галловой нематоды *Meloidogyne chitwoodi* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска гватемальской картофельной моли *Tecia solanivora* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска гибискусового корневого червеца *Rhizoecus hibisci* Kawai et Takagi для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска головни картофеля *Thecaphora solani* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска горного соснового лубоеда *Dendroctonus ponderosae* Hopkins для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска горчака ползучего *Acroptilon repens* (L.) DC. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска дынной мухи *Myiopardalis pardalina* (Bigot) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска египетской хлопковой совки *Spodoptera littoralis* Boisduval для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

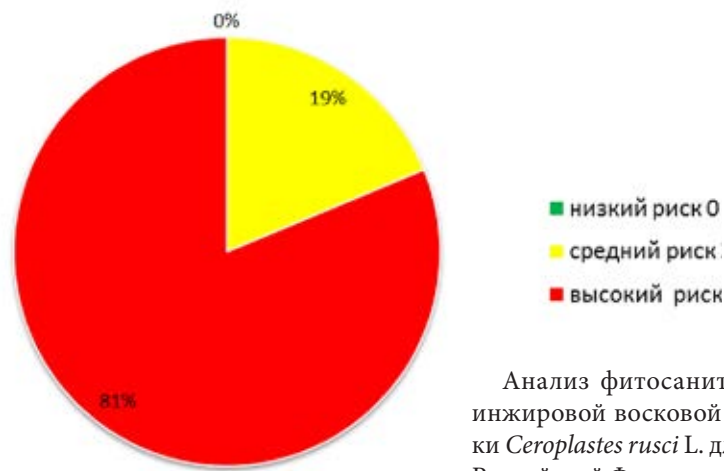


Рис. 7. Распределение сорных растений по уровню фитосанитарного риска

Fig. 7. Classification of weeds depending on the level of pest risk

Анализ фитосанитарного риска елового лубоеда *Dendroctonus rufipennis* (Kirby) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска еловой листовертки-почкоеда *Choristoneura fumiferana* (Clemens) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска западного кукурузного жука *Diabrotica virgifera virgifera* LeConte для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска западного соснового лубоеда *Dendroctonus brevicornis* LeConte для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска западной хвоевертки *Choristoneura occidentalis* Freeman (Lepidoptera, Tortricidae) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска западной черноголовой листовертки-почкоеда *Acleris gloverana* (Walsingham, 1879) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска золотистой картофельной нематоды *Globodera rostochiensis* (Wollenweber) Behrens для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска индокитайского цветочного трипса *Scirtothrips dorsalis* Hood для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска инжировой восковой ложнощитовки *Ceroplastes rusci* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска ипомеи плющевидной *Ipomoea hederacea* (L.) Jacq. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска ипомеи ямчатой *Ipomoea lacunosa* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска калифорнийского горохового минера *Liriomyza langei* Frick для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска калифорнийского короледа *Ips plastographus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска калифорнийского (западного цветочного) трипса *Frankliniella occidentalis* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска калифорнийской щитовки *Quadraspidiotus perniciosus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска капрового жука *Trogoderma granarium* Ev. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска каролинского усача *Monochamus carolinensis* (Olivier) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска картофельного жука-блошки *Epitrix cucumeris* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска картофельного жука-блошки клуб-

невой *Epitrix tuberis* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска картофельной коровки *Henosepilachna vigintioctomaculata* (Motsch.) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2010.

Анализ фитосанитарного риска картофельной моли *Phthorimaea operculella* Zell. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска каштановой орехотворки *Dryocosmus kuriphilus* (Yasumatsu) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска квинслендской плодовой мухи *Bactrocera tryoni* (Froggatt) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска китайского усача *Anoplophora chinensis* (Forster) для территории стран Таможенного союза. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска клопа дубовая кружевница *Corythucha arcuata* (Say) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2010.

Анализ фитосанитарного риска клопа платановая кружевница *Corythucha ciliata* (Say) для территории стран Таможенного союза. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска комовируса андийской крапчатости картофеля *Potato andean mottle comovirus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска коричневого мраморного клопа *Halyomorpha halys* (Stal) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска красного томатного паутинного клеща *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска кукурузного трипса *Frankliniella williamsi* Hood для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска кукурузной листовенной совки

Spodopera frugiperda (Smith) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска ложной колумбийской галловой нематоды *Meloidogyne fallax* Karssen для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2010.

Анализ фитосанитарного риска лукового минера *Liriomyza nitzkei* Spence для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска малого черного елового усача *Monochamus sutor* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска молочая зубчатого *Euphorbia dentata* Michx. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска многоядной мухи-горбатки *Megaselia scalaris* (Loew) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2013.

Анализ фитосанитарного риска неповируса кольцевой пятнистости табака *Tobacco ringspot perovirus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска неповируса кольцевой пятнистости томата *Tomato ringspot perovirus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска оregonского соснового гравера *Ips pini* Say для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска панамского трипса *Frankliniella rapamensis* Hood для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска паслена каролинского *Solanum carolinense* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска паслена колючего *Solanum rostratum* Dup. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска паслена линейнолистного *Solanum elaeagnifolium* Cav. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска паслена трехцветкового *Solanum triflorum* Nutt. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска персиковой плодовой галлы *Carposina niponensis* Walsingham для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска плодового долгоносика *Conotrachelus nenuphar* Herbst для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска плодовой грушевой огневки *Numonia pyrivorella* Mats. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска подсолнечника калифорнийского *Helianthus californicus* DC. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска подсолнечника реснитчатого *Helianthus ciliaris* DC. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска подсолнечникового листоёда *Zygotogramma exclamationis* Fabr. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

Анализ фитосанитарного риска пшеничного клопа *Blissus leucopterus* Say для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска пятнистого соснового усача *Monochamus clamator* LeConte для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска рода повилка *Cuscuta* spp. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска рода стрижа *Striga* spp. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска рыжего соснового лубоеда *Dendroctonus valens* LeC. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска самшитовой огневки *Cydalima perspectalis* Walker для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

Анализ фитосанитарного риска северного кукурузного жука *Diabrotica barberi* Smith & Lawrence для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска североамериканской томатной моли *Keiferia lycopersicella* (Walsingham) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

Анализ фитосанитарного риска северо-восточного усача *Monochamus notatus* (Drury) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска сибирского шелкопряда *Dendrolimus sibiricus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска скрипуна круглоголового яблоневое *Saperda candida* Fabricius для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска совок *Chrysodeixis chalcites* и *Chrysodeixis eriosoma* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска соснового семенного клопа *Leptoglossus occidentalis* Heidemann для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска сосновой стволовой нематоды *Bursaphelenchus xylophilus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска средиземноморской плодовой мухи *Ceratitidis capitata* Wied. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска табачной белокрылки *Bemisia tabaci* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска тexasской корневой гнили (возбудитель – гриб *Phymatotrichopsis omnivora*) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска томатного, или овощного, минера *Liriomyza sativae* Blanchard для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска томатного трипса *Frankliniella*

schultzei (Трубом) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска тосповируса некротической пятнистости бальзамина *Impatiens necrotic spot tospovirus* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2008.

Анализ фитосанитарного риска трипса Пальма *Thrips palmi* Karny для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска тупонадкрылого усача *Monochamus obtusus* Casey для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска тутовой щитовки *Pseudaulacaspis pentagona* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска усача-мраморатора *Monochamus marmorator* Kirby для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска усача-мутатора *Monochamus mutator* LeConte для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска уссурийского полиграфа *Polygraphus proximus* Blandf. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска филлоксеры винограда *Viteus vitifoliae* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска хлопковой моли *Pectinophora gossypiella* (Saunders) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска хризантемового листового минера *Amauromyza maculosa* (Malloch) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска центхруса длинноколючкового *Cenchrus longispinus* (Hack.) Fern. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска центхруса малоцветкового *Cenchrus pauciflorus* Benth. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска цитрусового трипса *Scirtothrips citri* (Moulton) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска червеца Комстока *Pseudococcus comstocki* Kuwana для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска череды волосистой *Bidens pilosa* L. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска черничной пестрокрылки *Rhagoletis mendax* Curran для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска черного дальневосточного усача *Monochamus nitens* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска черного соснового усача *Monochamus galloprovincialis* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска черного хвойного усача *Monochamus saltuarius* Gebl. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска четырехпятнистой зерновки *Callosobruchus maculatus* F. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска шарки сливы (оспы) Plum rox rotavirus для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска широколобного рисового долгоносика *Caulophilus oryzae* Gyll. для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска эхинотрипса американского *Echinothrips americanus* для закрытого грунта территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска южноамериканского виноградного корневого червеца *Margarodes vitis* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска южноамериканского листового минера *Liriomyza huidobrensis*

(Blanchard) для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

Анализ фитосанитарного риска южноамериканской картофельной моли *Symmetrischema tangolias* для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2014.

Анализ фитосанитарного риска южноамериканской томатной моли *Tuta absoluta* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2009.

Анализ фитосанитарного риска южноафриканского цитрусового трипса *Scirtothrips aurantii* Faure для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска южного соснового усача *Monochamus titillator* Fabricius для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска южной совки *Spodoptera eridania* (Cramer) для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска яблонной златки *Agrilus mali* Matsumura для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска яблонной мухи *Rhagoletis pomonella* Walsh. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска японского жука *Popillia japonica* Newm. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска японского соснового усача *Monochamus alternatus* Hore для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска японской восковой ложнощитовки *Ceroplastes japonicus* Green для территории Российской Федерации. Отчет ФГБУ «ВНИИКР», 2012.

Анализ фитосанитарного риска японской палочковидной щитовки *Lopholeucaspis japonica* Cock. для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2006.

Анализ фитосанитарного риска ясеновой изумрудной узкотелой златки *Agrilus planipennis* для территории Российской Федерации. Отчет ФГУ «ВНИИКР», 2007.

PEST RISK ANALYSIS AND PEST CATEGORIZATION

Ulluby Sh. Magomedov, FGBU VNIKCR's Director

Mariam K. Mironova, FGBU VNIKCR's Leading Researcher

Vera A. Iakovleva, FGBU VNIKCR's Deputy Director

The concept of pest risk analysis (assessment) gained its prominence as the chief tool of scientific and technical justification for phytosanitary measures after the adoption of the WTO Agreement on Sanitary and Phytosanitary Measures (SPS) in 1994. The SPS Agreement defines pest assessment as “the evaluation of the likelihood of entry, establishment or spread of a pest or disease within the territory of an importing Member according to the sanitary or phytosanitary measures which might be applied, and of the associated potential biological and economic consequences”.

The adoption of the SPS Agreement entailed the revision of the International Plant Protection Convention (IPPC) and the development of International Standards for Phytosanitary Measures. The concept of pest risk analysis (as-

essment) gained its prominence as the chief tool of scientific and technical justification for phytosanitary measures after the adoption of the WTO Agreement on Sanitary and Phytosanitary Measures (SPS) in 1994. The SPS Agreement defines pest assessment as “the evaluation of the likelihood of entry, establishment or spread of a pest or disease within the territory of an importing Member according to the sanitary or phytosanitary measures which might be applied, and of the associated potential biological and economic consequences”.

The adoption of the SPS Agreement entailed the revision of the International Plant Protection Convention (IPPC) and the development of International Standards for Phytosanitary Measures (ISPMs) enhancing the concept of pest risk analysis. Under the Convention, pest risk analysis (PRA) is defined as the process of evaluating biological or other scientific and economic evidence to determine whether an organism is a pest, whether it should be regulated, and the strength of any phytosanitary measures to be taken against it.

ISPM 2: 2007 provides the common framework for pest risk analysis that should include the following stages —

initiation, pest risk assessment and pest risk management.

ISPM 11: 2013 provides details of the pest risk analysis (PRA) scheme for quarantine pests. In the course of pest risk analysis the following core elements are assessed: likelihood of entry of a potentially harmful pest into the PRA area, probability of its establishment and spread in the PRA area, and potential consequences (potential damage) of the introduction of a pest into the PRA area. The pest risk assessment process is a decision-making scheme based on successive answers to certain questions. Apart from this scheme, the ISPM includes 4 Annexes related to the scope of the IPPC in regard to environmental risks (1); in regard to pest risk analysis for living modified organisms (2); determining the potential for a living modified organism to be a pest (3); and pest risk analysis for plants as quarantine pests (4).

ISPM 14: 2002 provides guidelines for the use of integrated measures in a systems approach to pest risk management.

ISPM 21: 2004 provides guidelines for conducting pest risk analysis for regulated non-quarantine pests.

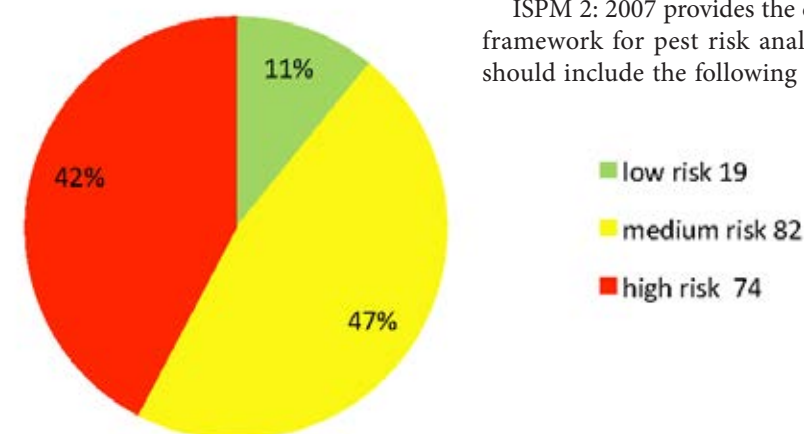
Regional standards of the European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) of the PM 5 series develop in detail the IPPC standards on pest risk analysis taking into account regional peculiarities.

EPPO Standard PM 5/1 (2011) provides a check-list of information which should be considered during pest risk analysis.

EPPO Standard PM 5/2 (2012) provides a PRA scheme to be used when an

Fig. 1. Classification of organisms depending on the level of pest risk they present

Рис. 1. Распределение организмов по уровню фитосанитарного риска, который они представляют



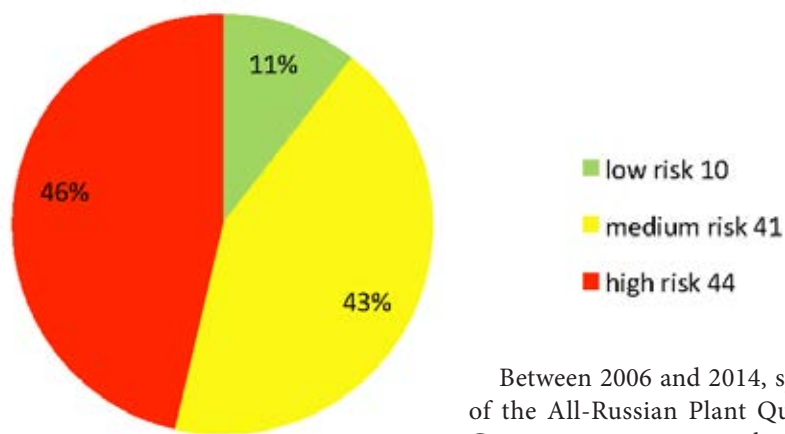


Fig. 2. Classification of insects depending on the level of pest risk

Рис. 2. Распределение насекомых по уровню фитосанитарного риска

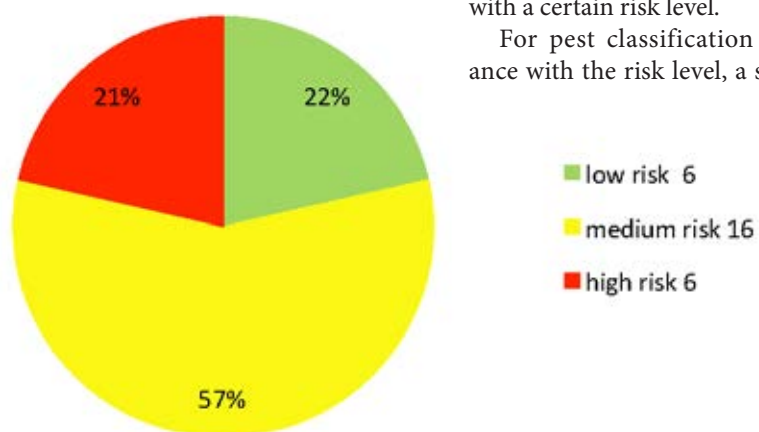
unfamiliar pest is detected in an imported consignment in order to make a decision on the need to take a phytosanitary action.

EPPO Standard PM 5/3 (2011) provides a scheme for deciding whether an organism has the characteristics of a quarantine pest, and, if appropriate, for identifying potential management options. This standard has a computerized version CAPRA (Computer Assisted Pest Risk Analysis) making the process of pest risk analysis easier and faster. This software is freely available on EPPO web-site.

EPPO Standard PM 5/5 (2014) provides a simplified scheme for the rapid production of pest risk analyses for deciding whether an organism has the characteristics of a quarantine pest, and, if appropriate, for identifying potential management options.

Рис. 3. Распространение грибов по уровню фитосанитарного риска

Fig. 3. Classification of fungi depending on the level of pest risk



Between 2006 and 2014, specialists of the All-Russian Plant Quarantine Center in cooperation with specialists working at other research institutions (Vladimir Agricultural Research Institute, All-Russian Research Institute for Fundamental and Applied Plant and Animal Parasitology, Peoples' Friendship University of Russia, Institute of Parasitology of the Russian Academy of Sciences) performed pest risk analyses for 197 species of organisms belonging to insects, nematodes, fungi, bacteria, viruses, and plants. This article summarizes the results of this collective effort.

22 species out of 197 appeared to present no pest risk or acceptable risk for the PRA area. Therefore they were not recommended for regulation as quarantine pests. The remaining 175 species were evaluated as presenting unacceptable risk and were recommended for inclusion into the List of quarantine pests.

However, recommending the inclusion of a pest into the List of quarantine pests is only one of phytosanitary measures that can be taken against this organism for reducing the risk to an acceptable level. Other phytosanitary measures are taken depending on the pest risk level established for every individual organism. Thus, pest risk assessment has to do with both the determination of the fact that a pest meets the criteria of a quarantine pest and the determination of the risk level for taking phytosanitary measures in accordance with a certain risk level.

For pest classification in accordance with the risk level, a system with

a three-level rating has been adopted, i.e. risk was assessed as being low, medium, and high. It should be noted that rating has a relative character, i.e. a species evaluated as presenting medium risk can, as a matter of fact, be classified as species presenting high pest risk and vice versa. Thresholds separating risk categories are relative and have been determined in view of summarized pest assessments for all analyzed pests.

Categorization results are presented in diagrams for all assessed organisms cumulatively (Fig. 1), as well as for every group of organisms individually (Fig. 2–7).

On the whole, the arrangement of organisms depending on the level of pest risk is in line with the expected probability distribution wherein virtually a half (47%) of analyzed organisms (82) were assessed as presenting medium pest risk. A relatively small number of organisms (19) comprising 11% of the total number were assessed as presenting low risk. The remaining 74 species (42%) were assessed as presenting high pest risk.

We shall describe categorization in each group of organisms.

The most numerous group turned out to be the group of insects and mites consisting of 75 absent species and 20 species of limited distribution in the PRA area (Fig. 2). Among insects, 10 species (11%) were assessed as presenting low pest risk, and remaining 85 species made up almost equal subgroups of pests presenting medium risk (41 species or 43%) and high risk (44 species or 46%).

In accordance with the PRA results, the highest potential risk is presented by pests of forest, horticulture and greenhouse crops absent from the PRA area. Low risk is presented by forest pests and some polyphagous vegetable pests of limited distribution.

The majority of pathogens in the group of fungal plant diseases (Fig. 3) were assessed as presenting medium risk (16 species or 57%). 6 species of fungi were assessed as presenting low pest risk (22%) and 6 species (21%) — as presenting high risk.

The highest risk is presented by fungal pathogens of grain, fruit and berry, and ornamental crops. The other pathogens of this group pose low or medium pest risk to plants which is likely to be caused by the fact that conditions for the development of fungal plant diseases

in the PRA area are far from being favorable.

Similarly to the group of fungi, the group of bacteria (Fig. 4) is comprised of the highest number of plant pathogens (50%) assessed as presenting medium pest risk (7 species out of 14). 3 species (21%) and 4 species (29%) were assessed as presenting low and high pest risk, respectively.

It should be noted that the group of bacteria includes potato pathogens of limited distribution presenting high and medium pest risk, potato being a major food crop. In this group, pathogens of fruit crops dominating in the PRA area pose high and medium risk, as well.

The following three groups of organisms are characterized by the absence of organisms presenting low

species absent from the PRA area, two species were assessed as presenting high potential pest risk; the other absent species and one nematode of limited distribution were assessed as posing medium pest risk (Fig. 5). This group is comprised of nematodes damaging potato and nematodes dangerous for forest crops.

The largest part of the group of analyzed viruses is also comprised of potato and other field crop pathogens, as well as fruit crop pathogens (Fig. 6).

The percentage ratio of viruses presenting medium risk (69%) is almost twice as high as that of viruses presenting high pest risk (31%).

And, finally, the group with the highest number of species posing high pest risk is that consisting of weeds (Fig. 7).

22 species out of 197 appeared to present no pest risk or acceptable risk for the PRA area. Therefore they were not recommended for regulation as quarantine pests. The remaining 175 species were evaluated as presenting unacceptable risk and were recommended for inclusion into the List of quarantine pests.

pest risk. These are nematodes, viruses and weeds. Herewith, notwithstanding the different number of species in the groups of nematodes and viruses, percentage distribution of organisms depending on the pest risk level is very close. However, consisting of the similar number of species, the groups of viruses and weeds have a very different percentage ratio of organisms posing medium and high risk.

We'll take a look at the group of nematodes consisting of the lowest number of only 6 species. Out of five nematode

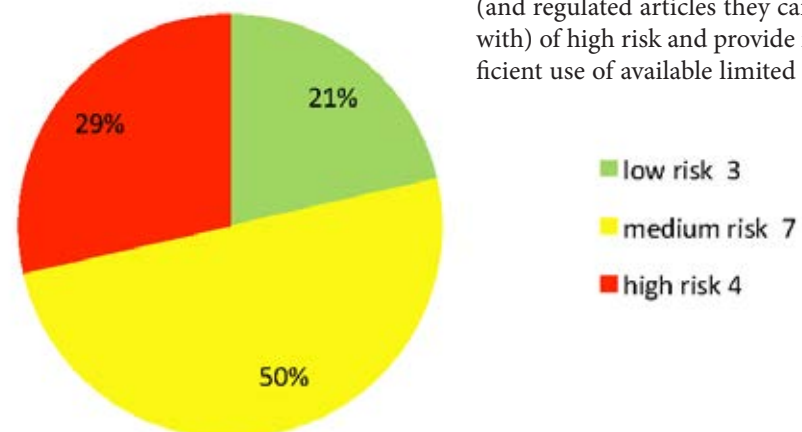
In this group, only three species were assessed as presenting medium risk (19%), while the other 13 species — as presenting high risk. This group is characterized by the huge direct economic damage to farming and cattle breeding, as well as the environmental damage to natural habitats and human and animal health.

The results of the work undertaken enable to compare and rank various pests depending on the level of risk they pose to the Russian Federation. These results can also be used for compiling the register of quarantine pests.

Pest classification and rating based on pest risk are needed for selecting phytosanitary measures associated with a certain level of risk. The possibility to make such selection is of great importance enabling to focus on organisms (and regulated articles they can spread with) of high risk and provide more efficient use of available limited resources

Рис. 4. Распределение бактерий по уровню фитосанитарного риска

Fig. 4. Classification of bacteria depending on the level of pest risk



es for reaching the acceptable level of phytosanitary security. Categorization of measures in accordance with a level of pest risk will be reviewed in special research. Its results will be summarized in a dedicated publication.

List of PRAs (2006–2014), available in Russian only

Pest Risk Analysis for *Hyalarcta huebneri* (Westwood) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Anoplophora glabripennis* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Drosophila suzukii* (Matsumura) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Lymantria dispar* L. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Spodoptera litura* Fabricius for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Ambrosia psilostachya* DC. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Ambrosia artemisiifolia* L. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Ambrosia trifida* L. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Liriomyza trifolii* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella fusca* (Hinds) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Hyphantria cunea* Drury for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Helicoverpa zea* (Boddie) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for *Premnotrypes latithorax* (Pierce) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Premnotrypes pusillus* (Kuschel) and *P. sturicallus* (Kuschel) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report.

Pest Risk Analysis for *Premnotrypes vorax* (Hustache) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella parvula* Hood for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

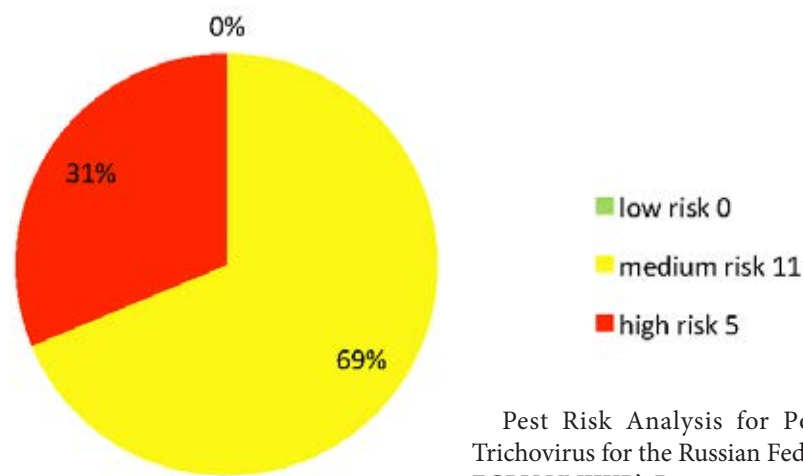


Рис. 5. Распределение нематод по уровню фитосанитарного риска

Fig. 5. Classification of nematodes depending on the level of pest risk

Pest Risk Analysis for Tomato Yellow Leaf Curl Begomovirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Naupactus leucoloma* Boheman for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Monochamus scutellatus* (Say) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for Beet Necrotic Yellow Vein Benyvirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2008.

Pest Risk Analysis for *Agrilus anxius* Gory for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for *Globodera pallida* (Stone) Behrens for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Dendroctonus micans* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monochamus urussovi* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Iva axillaris* Pursh. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella insularis* (Franklin) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for Potato Spindle Tuber Viroid for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for Pepino Mosaic Virus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for Potato Yellowing Alfamovirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for Potato T Trichovirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Stenocarpella maydis* and *Stenocarpella macrospora* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for Andean Potato Latent Tymovirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Colletotrichum acutatum* Simmonds for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Glomerella gossypii* (South) Edgerton for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Didymella ligulicola* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Xylophilus ampelinus* (Panagopoulos) Willems et al. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Erwinia amylovora* (Burrill) Winslow et al. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for *Pantoea stewartii* subsp. *stewartii* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicum* (Spieckermann and Kotthoff) Davis et al. for the Customs Union Countries. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Acidovorax citrulli* Schaad et al. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Puccinia horiana* Henn. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Xylella fastidiosa* Wells et al. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Ralstonia solanacearum* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monilinia fruticola* (Winter) Honey for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for *Rathayibacter tritici* (Carlson & Vidaver) Zgurskaya et al. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for Grapevine Flavescence Dorée Phytoplasma for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Tilletia indica* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Candidatus Phytoplasma pyri* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Tilletia controversa* Kühn for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for Chrysanthemum Stunt Pospiviroid for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Mycosphaerella dearnessii* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for Peach Latent Mosaic Viroid for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Xanthomonas axonopodis* pv. *allii* (Roumagnac et al.) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cochliobolus carbonum* R.R. Nelson for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Candidatus Phytoplasma mali* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cercospora kikuchii* (T. Matsu & Tomoyasu) Gardn. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Synchytrium endobioticum* (Schilb.) Perc. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Atropellis pinicola* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Atropellis piniphila* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for Cherry rasp leaf nepovirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

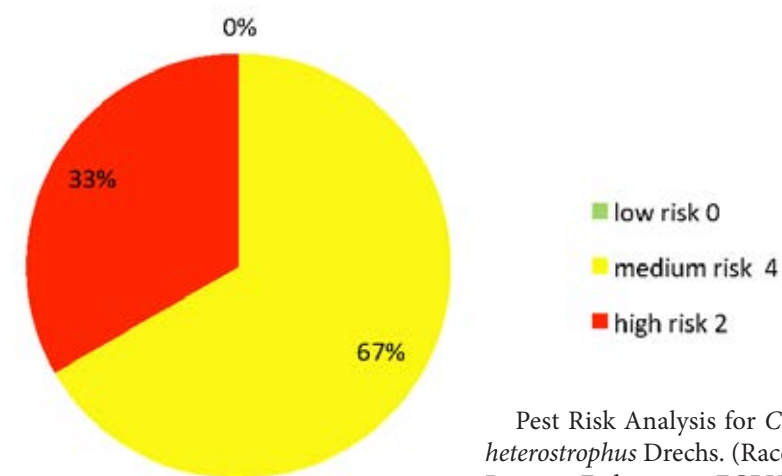


Рис. 6. Распределение вирусов по уровню фитосанитарного риска

Fig. 6. Classification of viruses depending on the level of pest risk

Pest Risk Analysis for *Puccinia pelargonii-zonalis* Doidge for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for Peach rosette mosaic nepovirus for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Ceratocystis fagacearum* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Chalara fraxinea* T. Kowalski for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Phymatotrichopsis omnivora* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for *Phytophthora kernoviae* Brasier, Beales & S.A. Kirk. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Phytophthora ramorum* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Phytophthora alni* Brasier & Kirk for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Phytophthora fragariae* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Phoma exigua* var. *foveata* (Foister) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for *Diaporthe vaccinii* Shear for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Diaporthe helianthi* Munt.-Cvet. et al. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Ciborinia camelliae* Kohn for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cochliobolus heterostrophus* Drechs. (Race T) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for *Sirococcus clavignenti-juglandacearum* Nair, Kostichka & Kuntz for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella tritici* (Fitch) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Ips grandicollis* Eichhoff for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Ips calligraphus* Germar for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Grapholitha molesta* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monochamus impluviatus* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Thrips hawaiiensis* (Morgan) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Meloidogyne chitwoodi* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Tecia solanivora* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Rhizococcus hibiscus* Kawai et Takagagi for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Thecaphora solani* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Dendroctonus ponderosae* Hopkins for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Acroptilon repens* (L.) DC. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Myiopardalis pardalina* (Bigot) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Spodoptera littoralis* Boisduval for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Dendroctonus rufipennis* (Kirby) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Choristoneura fumiferana* (Clemens) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Diabrotica virgifera virgifera* LeConte for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Dendroctonus brevicornis* LeConte for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Choristoneura occidentalis* Freeman (Lepidoptera, Tortricidae) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Acleris gloverana* (Walsingham, 1879) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Globodera rostochiensis* (Wollenweber) Behrens for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Scirtothrips dorsalis* Hood for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Ceroplastes rusci* L. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Ipomoea hederacea* (L.) Jacq. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Ipomoea lacunosa* L. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Liriomyza langei* Frick for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Ips plastographus* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella occidentalis* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Quadraspidotus perniciosus* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Trogoderma granarium* Ev. for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monochamus carolinensis* (Olivier) for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Epitrix cucumeris* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Epitrix tuberis* for the Russian Federation. FGBU VNIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Henosepilachna vigintioctomaculata* (Motsch.) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2010.

Pest Risk Analysis for *Phthorimaea operculella* Zell. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Dryocosmus kuriphilus* (Yasumatsu) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Bactrocera tryoni* (Froggatt) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Anoplophora chinensis* (Forster) for the Customs Union Countries. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Corythucha arcuata* (Say) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2010.

Pest Risk Analysis for *Corythucha ciliosa* (Say) for the Customs Union Countries. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for Potato Andean Mottle Comovirus for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Halymorpha halys* (Stal) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella williamsi* Hood for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Spodopera frugiperda* (Smith) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Meloidogyne fallax* Karssen for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2010.

Pest Risk Analysis for *Liriomyza nietzkei* Spencer for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Monochamus sutor* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Euphorbia dentata* Michx. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Megaselia scalaris* (Loew) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2013.

Pest Risk Analysis for Tobacco Ring-spot Nepovirus for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for Tomato Ring-spot Nepovirus for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Ips pini* Say for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella panamensis* Hood for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Solanum carolinense* L. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Solanum rostratum* Dun. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Solanum elaeagnifolium* Cav. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Solanum triflorum* Nutt. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Carposina niponensis* Walsingham for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Conotrachelus nenuphar* Herbst for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Numonia pyrivorella* Mats. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Helianthus californicus* DC. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Helianthus ciliaris* DC. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Zygogramma exclamationis* Fabr. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Blissus leucop-terus* Say for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Monochamus clamator* LeConte for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cuscuta* spp. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Striga* spp. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Dendroctonus valens* LeC. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cydalima perspectalis* Walker for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Diabrotica barberi* Smith & Lawrence for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Keiferia lycopersicella* (Walsingham) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Monochamus notatus* (Drury) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Dendrolimus sibiricus* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Saperda candida* Fabricius for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Chrysodeixis chalcites* and *Chrysodeixis eriosoma* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Leptoglossus occidentalis* Heidemann for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Bursaphelenchus xylophilus* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Ceratitidis capitata* Wied. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Bemisia tabaci* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Phymatotrichopsis omnivora* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Liriomyza sativae* Blanchard for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Frankliniella schultzei* (Trybom) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for Impatiens Necrotic Spot Tospovirus for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2008.

Pest Risk Analysis for *Thrips palmi* Karny for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Monochamus obtusus* Casey for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Pseudaulacaspis pentagona* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Monochamus marmorator* Kirby for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Monochamus mutator* LeConte for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Polygraphus proximus* Blandf. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Viteus vitifoliae* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Pectinophora gossypiella* (Saunders) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Amauromyza maculosa* (Malloch) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cenchrus longispinus* (Hack.) Fern. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Cenchrus pauciflorus* Benth. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Scirtothrips citri* (Moulton) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Pseudococcus comstocki* Kuwana for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Bidens pilosa* L. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Rhagoletis mendax* Curran for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Monochamus nitens* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monochamus galloprovincialis* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monochamus saltuarius* Gebl. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Callosobruchus maculatus* F. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for Plum Pox Potyvirus for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Caulophilus oryzae* Gyll. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Echinothrips americanus* for Protected Cultivation in the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Margarodes vitis* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Liriomyza humidobrensis* (Blanchard) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Pest Risk Analysis for *Symmetrischema tangolias* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2014.

Pest Risk Analysis for *Tuta absoluta* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2009.

Pest Risk Analysis for *Scirtothrips aurantii* Faure for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Monochamus titillator* Fabricius for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Spodoptera eridania* (Cramer) for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Agrilus mali* Matsumura for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Rhagoletis pomonella* Walsh. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Popillia japonica* Newm. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Monochamus alternatus* Hope for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

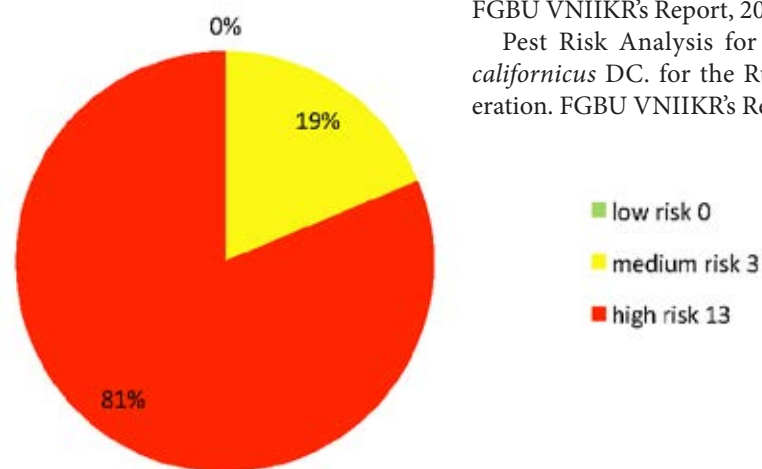
Pest Risk Analysis for *Ceroplastes japonicus* Green for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2012.

Pest Risk Analysis for *Lopholeucaspis japonica* Cock. for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2006.

Pest Risk Analysis for *Agrilus planipennis* for the Russian Federation. FGBU VNIIKR's Report, 2007.

Рис. 7. Распределение сорных растений по уровню фитосанитарного риска

Fig. 7. Classification of weeds depending on the level of pest risk



ИНСЕКТАРИЙ ФГБУ «ВНИИКР»: реконструкция и перспективы

О.Г. Волков, начальник отдела биометода ФГБУ «ВНИИКР»

В 2015 году после многолетнего перерыва вновь начал функционировать инсектарий ФГБУ «ВНИИКР» — программно-технологический комплекс, предназначенный для содержания и ограниченной наработки культур насекомых — агентов биологического контроля и других беспозвоночных животных.

По решению руководства инсектарий вошел в состав вновь созданного отдела биометода. Ранее, до второй половины 1990-х, во ВНИИКРе уже имелся инсектарий, входивший в состав отдела биометода (позже — энтомологии и биометода). Кроме корпуса с боксовыми помещениями, в состав инсектария входили две стеклянные теплицы круглогодичной эксплуатации (рис. 1). В теплицах инсектария содержалось около 20 видов червецов и щитовок на более чем 120 видах растений, преимущественно тропического и субтропического происхождения. Для биологического контроля кокцид содержали 14 видов энтомофагов, завезенных из разных стран мира (Кравченко, 1989). В других помещениях отдела биометода в разные годы содержали и наработывали ряд видов паразитов и хищников непарного шелкопряда, колорадского жука, американской белой бабочки, цитрусовой белокрылки, фитофагов амброзий и повилик и т.д. (Ижевский, Зискинд, 1981; Ижевский, 1990; Волков, 1995). Агенты биологического контроля проходили испытания в различных регионах бывшего СССР и, кроме того, успешно применялись для локализации и ликвидации очагов вредных организмов (Гниненко, 2014). Также в инсектарии и других помещениях отдела биометода содержали энтомофагов вредителей растений и фитофагов сорняков по международным про-



Fig. 1. In front of the Insectarium building, volunteer clean-up (photo by O.G. Volkov)

Рис. 1. Субботник у здания инсектария ВНИИКР (фото О.Г. Волкова)

граммам сотрудничества — для последующей пересылки в различные страны Европы и Америки (рис. 2). В конце 1980-х годов было принято решение о создании на базе инсектария ВНИИКРа Всесоюзного центра интродукции полезных насекомых. Был разработан инженерно-строительный план Центра, выделены соответствующие средства, закуплены и завезены стройматериалы. Однако, в связи с известными политическими событиями, строительство Центра не состоялось.

Новый инсектарий создан в результате реконструкции основного корпуса бывшего инсектария ВНИИКРа. Была проведена полная перепланировка внутренних помещений, замена инженерных коммуникаций, создана система вентиляции и кондиционирования воздуха для каждого из помещений. При разработке проекта учитывали опыт знакомства сотрудников ФГБУ «ВНИИКР» с карантинными лабораториями, включая инсектарии, ряда стран Европы,

Америки и Африки (рис. 3). Кроме того, были использованы как классические принципы строительства и функционирования инсектария (Фишер, Финни, 1968), так и современные нормативные документы, применяемые при таком строительстве, такие как: «NAPPO Regional Standards for Phytosanitary Measures (RSPM): RSPM No. 22. Guidelines for Construction and Operation of a Containment Facility for Insects and Mites used as Biological Control Agents» («Руководящие принципы при строительстве и эксплуатации биологических лабораторий для насекомых и клещей, используемых в качестве агентов биологического контроля») и другие. В перспективе инсектарий предполагается как часть биоцентра, в который также должны войти теплица инсектария, полевой участок и биофабрика (рис. 4).

Инсектарий предназначен для содержания культур насекомых — энтомофагов карантинных и других опасных вредителей растений, а также других беспозвоночных животных в целях разработки экологически безопасных методов контроля

вредных организмов. Инсектарий не предназначен для массовой наработки полезных организмов в целях их коммерческой реализации другим организациям и частным лицам. Инсектарий не предназначен для содержания культур самих карантинных вредных организмов; культуры агентов биологического контроля карантинных вредных организмов содержатся на альтернативных некарантинных хозяевах. Инсектарий не предназначен для содержания

онных камеры фирмы BIOSCAPE с опциями контроля давления, температуры, влажности и света по таймеру (рис. 6). Кроме содержания в биоклиматических камерах и термостатах культур насекомых размещены в комнатах лабораторий на передвижных стеллажах в специальных энтомологических садках BugDorm фирмы BioQuip (рис. 7). Эти садки обеспечивают хорошую изоляцию культур, позволяя после загрузки проводить манипуляции

Инсектарий предназначен для содержания культур насекомых — энтомофагов карантинных и других опасных вредителей растений, а также других беспозвоночных животных в целях разработки экологически безопасных методов контроля вредных организмов.

культур вирусов, виридов, бактерий, микоплазм, водорослей, грибов, растений, позвоночных животных, если их культивирование не связано с культивированием агентов биологического контроля.

Общая площадь инсектария (рис. 5) составляет 147 м², из которых на 5 лабораторных помещений приходится всего около 90 м². На этой небольшой площади размещено современное оборудование, позволяющее вести культуры беспозвоночных животных в заданных условиях. В лабораториях инсектария имеются три биоклиматические камеры А-1000 фирмы CONVIRON объемом по 1000 литров и две защитных вентиляци-

онных камеры фирмы BIOSCAPE с опциями контроля давления, температуры, влажности и света по таймеру (рис. 6). Кроме содержания в биоклиматических камерах и термостатах культур насекомых размещены в комнатах лабораторий на передвижных стеллажах в специальных энтомологических садках BugDorm фирмы BioQuip (рис. 7). Эти садки обеспечивают хорошую изоляцию культур, позволяя после загрузки проводить манипуляции культур вирусов, виридов, бактерий, микоплазм, водорослей, грибов, растений, позвоночных животных, если их культивирование не связано с культивированием агентов биологического контроля. Общая площадь инсектария (рис. 5) составляет 147 м², из которых на 5 лабораторных помещений приходится всего около 90 м². На этой небольшой площади размещено современное оборудование, позволяющее вести культуры беспозвоночных животных в заданных условиях. В лабораториях инсектария имеются три биоклиматические камеры А-1000 фирмы CONVIRON объемом по 1000 литров и две защитных вентиляци-

Рис. 2. Сотрудники ВНИИКР С.С. Ижевский и М.М. Сони́на собирают энтомофагов ячменной тли в Казахстане по международной программе (фото О.Г. Волкова)

Fig. 2. S.S. Izhevsky and M.M. Sonina, FGBU VNIKR's specialists, collecting entomophagous insects feeding on the wheat aphid in Kazakhstan under international programs (photo by O.G. Volkov)



ются два перчаточных бокса-изолятора фирмы PLAS-LABS (рис. 8). Такие же перчаточные боксы установлены и в зарубежных карантинных лабораториях. Система вентиляции и кондиционирования создает в каждой комнате пониженное давление (-5Pa), удаляя воздух наружу через фильтры. Это повышает изоляционные свойства комнат и устраняет неприятные запахи, неизбежные при ведении культур животных. Кроме того, система тамбуров с двумя дверями у каждой лабораторной комнаты с повышенным давлением в тамбуре (+15Pa) и высокими порогами также снижает риск возможности случайного перемещения насекомых. Этой же цели служат наливные полы, без щелей и углов. Полы, стены и потолки светлые — для облегчения обнаружения посторонних объектов. Персонал обеспечен комплектами защитной одежды: комбинезонами, бахилами, перчатками, респираторами.

Все операции по приготовлению сред, очистке и мойке оборудования и т.д. вынесены в одну отдельную комнату. В этой комнате, кроме двойной лабораторной мойки с горячей и холодной водой, имеется лабораторная моечная машина UXT-11-TKR, предназначенная для мойки различного оборудования, включая садки и клетки. Там же имеются мощные лабораторные ножевые мельницы GM 300, водяные бани большего объема, электроплиты с таймером, дистиллятор и другое оборудование (рис. 9). Инсектарий не предназначен для постоянного присутствия персонала в течение всего рабочего дня, однако в нем имеется необходимое сантехническое оборудование, включая душевую комнату. Инсектарий снабжен системой пожарной сигнализации и системой защиты от несанкционированного проникновения.

Инсектарий ФГБУ «ВНИИКР» занимает очень небольшую площадь. Промышленные биологические средства защиты растений, имеют площади на порядки больше. Так, биологическая лаборатория ОАО «Совхоз-Весна» (Саратов, 24 га теплиц), имеет площадь 3000 м², из них 1000 м² — с передвижными стеллажами (Мир теплиц, 2014, № 6). Поэтому основная задача инсектария — отработка технологий



Рис. 3. Центральная карантинная лаборатория Литвы. Слева – теплица (фото О.Г. Волкова)

ведения культур живых организмов в контролируемых условиях, создание и накопление маточного материала энтомофагов и других беспозвоночных животных, наработка материала для лабораторных и полевых испытаний эффективности энтомофагов и других агентов биологического контроля вредных организмов. Вследствие ограниченности площадей целесообразно комплексное использование одних и тех же культур для разных целей. В настоящее время в инсектарии поддерживается 6 культур насекомых:

1. *Picromerus bidens* L. (Hemiptera, Pentatomidae) — щитник двузубчатый, пикромерус двузубчатый.

2. *Telenomus chloropus* (Thom.) (Hymenoptera, Scelionidae) — яйцеед вредной черепашки, теленомус зеленоватый.

3. *Galleria mellonella* (L.) (Lepidoptera, Galleridae) — большая вошинная огневка, галлерия.

4. *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera, Tenebrionidae) — большой мучной хрущак.

5. *Alphitophagus diaperinus* Panz. (Coleoptera, Tenebrionidae) — смоляно-бурый хрущак.

6. *Protophormia terraenovae* R.-D. (Diptera, Calliphoridae) — первовесенная муха, северная синяя муха, протоформия.

Пикромерус двузубчатый — крупный хищный клоп-щитник, самки которого достигают длины 15 мм (рис. 10). Энтомофаг распространен в Палеарктике, питается представителями сотен видов насекомых, в основном жесткокрылыми, чешуекрылыми, двукрылыми, перепончатокрылыми и клопами. В отличие от

большинства щитников, зимует на стадии диапаузирующего яйца, что позволяет накапливать энтомофага в требуемых количествах, длительное время хранить и пересылать на любые расстояния. Нами была разработана методика лабораторного производства пикромеруса и его применения против листогрызущих вредителей. В инсектарии культивируется подмосковная популяция *P. bidens*, отобранная в лаборатории ФГБУ «ВНИИКР» на отсутствие у клопов имагинальной диапаузы (эстивации). Как известно, в природных условиях летняя репродуктивная диапауза не позволяет самкам *Picromerus bidens* откладывать яйца до наступления осени (Musolin, 1996). Наша культура пикромеруса размножается непрерывно в течение всего года. Культуру пикромеруса из ВНИИКР использовали для исследований в СПбГУ, университетах г. Осака (Япония) и г. Гент (Бельгия). Сотрудники университета г. Любляна (Словения) изучали пикромеруса во ВНИИКР.

Проведены успешные испытания энтомофага для контроля колорадского жука на картофеле в Раменском и Одинцовском районах Московской области (совместно с бывшей Российской республиканской станцией защиты растений и ВНИИ фитопатологии) (Volkov, 2006; Volkov et al., 2013) (рис. 11). Пикромеруса также применяли для контроля гусениц совок на овощных культурах в теплицах в Люберецком и Ленинском районах Московской области. Для этих целей пикромерус был внедрен в производство в биолaborаториях агрокомбинатов «Московский» и «Белая Дача» (Волков, 1998; Гуменная, 2002). В 2010–2011 гг. в Дальневосточном научно-исследовательском институ-

те защиты растений были успешно проведены лабораторные испытания эффективности *Picromerus bidens* L. как энтомофага картофельной коровки *Epilachna vigintioctomaculata* (Motsch.) (этот вредный организм включен в проект Единого перечня карантинных объектов Таможенного союза) (Волков и др., 2012).

Пикромерус используется как универсальный энтомофаг, кроме того, часть яиц, откладываемых самками хищника, используется для наработки другого энтомофага-яйцееда вредной черепашки *Eurygaster integriceps* Pat. теленомуса зеленоватого *Telenomus chloropus* (рис. 12). Клоп вредная черепашка — один из главных вредителей озимой и яровой пшеницы в основных зонах производства этой культуры в нашей стране — на Северном Кавказе, в Среднем Поволжье, Воронежской, Белгородской и Оренбургской областях (Алехин, 2002). Теленомус зеленоватый является одним из основных энтомофагов этого вредителя. Это очень мелкое насекомое, имаго черного цвета, длина туловища 0,9–1,6 мм. Самки теленомуса откладывают яйца в яйца клопов из семейств Pentatomidae (Настоящие щитники) и Scutelleridae (Щитники-черепашки). Вредная черепашка зимует в стадии имаго, обычно в листовой подстилке среди деревьев и кустарников. Пробуждаются клопы при достижении среднесуточной температуры воздуха 10–12 °С, затем начинается их перелет на посевы зерновых культур. Через 7–15 дней после массового прилета самки приступают к откладке яиц (рис. 13). Этот период у клопов в среднем продол-

Рис. 4. Схема предполагаемого биоцентра ФГБУ «ВНИИКР» (рис. О.Г. Волкова)

Fig. 4. The design of a biocenter to be built at FGBU VNIICR (image by O.G. Volkov)



Рис. 5. Здание инсектария ФГБУ «ВНИИКР» (фото Г.Н. Дудченко)

жается 15–20 дней, затягиваясь до 40 дней при неблагоприятных условиях. В весенний период теленомин мало, поэтому зараженность большинства яйцекладок черепашки не превышает 10%. Размножаясь в 4–6 поколениях и имея высокую плодовитость (100–150 яиц), теленомины быстро наращивают численность. В связи с этим зараженность поздних яйцекладок вредителя составляет 50–60%, а в отдельных случаях до 90% (рис. 14). Однако в это время основная часть популяции вредителя уже вышла из яйцекладок. Химические обработки, применяемые против вредной черепашки, почти нацело уничтожают ее энтомофагов. В то же время все больше популяций вредной черепашки вырабатывают резистентность к применяемым пестицидам.

Ранее предпринимали попытки размножить теленомин в лаборатории и расселять среди зерновых культур в самый подходящий пери-

Рис. 6. Одна из лабораторий инсектария (фото Г.Н. Дудченко)



од — начало откладки яиц самками вредной черепашки. Однако почти у всех клопов щитников — хозяев теленомин яйцекладки сохраняются очень короткое время. Так, у вредной черепашки яйца при 18 °С развиваются 12 дней, а при 26 °С — всего 6 дней. Следовательно, для наработки энтомофага необходимо содержать массу клопов-фитофагов и, соответственно, растений — их корма. Кроме того, расселять в данном случае при-

Универсальные возможности вновь созданного инсектария ФГБУ «ВНИИКР» позволяют проводить точные исследования и обеспечивают ведение культур разнообразных насекомых и других беспозвоночных животных в целях биологического контроля вредных организмов.

ходитесь взрослых теленомин, так как внесение зараженных яиц вредных клопов создает риск дополнительного выхода вредителей.

Как уже упоминалось, уникальная способность пикромеруса диапаузировать в стадии яйца позволяет накапливать живые яйца этого щитника в любом количестве и хранить их более 12 месяцев (рис. 15). Ранее про-

веденные нами опыты показали, что *Telenomus chloropus* охотно заражает яйца пикромеруса, как свежееотложенные, так и после их длительного хранения (Волков, Смирнов, 2014). Это тем более интересно, что в природных условиях яйца *Picromerus bidens* никакими яйцеедами не заражаются, так как появляются тогда, когда яйцееды клопов уходят на зимовку. Предполагается, наработав достаточное количество яиц пикромеруса в инсектарии, провести полевые испытания теленомуса путем расселения зараженных яиц клопа в очагах вредной черепашки. И даже если из части яиц выведутся личинки клопа, эти энтомофаги принесут дополнительную пользу, уничтожая гусениц совок и личинок той же вредной черепашки.

Культуру протоформии *Protophormia terraenovae* (рис. 16) в инсектарии ведут по собственной методике, ранее разработанной автором для других целей — изучения высшей нервной деятельности и цветового

зрения этой мухи (Мазохин-Поршняков и др., 1984). В настоящее время основная цель содержания культуры протоформии — наработка зоокомпоста (ГОСТ Р 53042-2008) для испытаний в качестве препарата против почвенных нематод. Зоокомпост в данном случае получается после утилизации личинками протоформии субстрата — сена с добавкой вареного гороха (рис. 17). Известно, что личинки мух семейств Muscidae и Calliphoridae, в том числе *Protophormia terraenovae*, выделяют антибиотики, вероятно, обеспечивающие им конкурентное преимущество при развитии в субстратах, на которые претендуют многие другие виды организмов. Давно известно, что эти антибиотики подавляют развитие многих болезнетворных бактерий, например, *Streptococcus pyogenes* и *Streptococcus pneumoniae*, поэтому личинок мух также достаточно давно используют в медицине (Maggot Therapy). Интерес к методу



Fig. 7. Portable BugDorm cages with *Protophormia terraenovae* populations on mobile shelves (photo by G.N. Dudchenko)

Рис. 7. Разборные садки BugDorm с культурой *Protophormia terraenovae* на передвижных стеллажах (фото Г.Н. Дудченко)

вырос особенно в связи с появлением резистентности у болезнетворных микробов к традиционным антибиотикам (http://en.wikipedia.org/wiki/Protophormia_terraenovae; <http://www.allopharm.ru/insects/larva/>). Также известно, что антибиотики, выделяемые личинками мух, подавляют развитие галловых нематод рода *Meloidogyne* (Бедин и др., 2005). Информация о воздействии зоокомпоста на цистообразующих нематод нам не известна. Мы планируем испытать зоокомпост протоформии в качестве средства

Рис. 8. Перчаточный бокс в инсектарии ФГБУ «ВНИИКР» (фото Г.Н. Дудченко)



Fig. 8. A glove box in the Insectarium (photo by G.N. Dudchenko)

подавления одного из видов цистообразующих нематод — золотистой картофельной нематоды *Globodera rostochiensis* Wollenweber (рис. 18). Эта работа запланирована на 2015-2017 гг. и будет проводиться совместно сотрудниками отдела биометода и лаборатории гельминтологии ФГБУ «ВНИИКР».

В качестве корма для пикромеруса в инсектарии содержат культуры большой вощинной огневки, большого мучного и смоляно-бурого хрущак (рис. 19). Однако галлерию также можно использовать для наработки энтомофагов западного цветочного трипса *Frankliniella occidentalis* (Perg.) — хищных клопов-антокорид ориусов *Orius* spp. (рис. 20) и антокорисов *Anthocoris* spp. (Hemiptera, Anthocoridae). Ориусов традиционно производят, используя в качестве

корма яйца мельничной огневки *Ephestia kuehniella* Zeller. Нами была разработана методика производства ориусов на яйцах галлерии, внедренная в ЗАО «Агрокомбинат «Московский» (Волков, 2005). Культуру ориусов на яйцах галлерии ранее поддерживали во ВНИИКРе, однако в связи с отсутствием условий она была прекращена. Возобновление культур этих энтомофагов будет способствовать разработке методов контроля западного цветочного трипса и других трипсов.

Универсальные возможности вновь созданного инсектария ФГБУ «ВНИИКР» позволяют проводить точные исследования и обеспечивают ведение культур разнообразных насекомых и других беспозвоночных животных в целях биологического контроля вредных организмов, что, в свою очередь, создает возможность разработки и совершенствования экологически безопасных методов контроля карантинных вредных организмов и других вредителей растений.

Литература

1. Удобрения органические. Термины и определения. ГОСТ Р 53042-2008 (утв. Приказом Ростехрегулирования от 15.12.2008 № 403-ст).
2. Алехин В.Т. Вредная черепашка. // Защита и карантин растений, 2002. № 4. С. 65–90.
3. Бедин Д.П., Токарев В.С., Лисунова Л.И. Разработка препарата против галловой нематоды на огурце в защищенном грунте. // В кн.: Зоокультура и биологические ресурсы. Материалы научно-практической конференции 4–6 февраля 2004 г. М., 2005. С. 82–84.
4. Волков О.Г. Методическое руководство по применению интродуцированного яйцеда оэнциртуса куванаэ против непарного шелкопряда. // В кн. Сборник инструктивных и методических материалов по карантину растений. Сыктывкар, 1995. С. 71–84.
5. Волков О.Г. *Picromerus bidens* L. как новое средство контроля листогрызущих насекомых в защищенном грунте. // Гавриш, 1998, № 3. С. 15–17.
6. Волков О.Г. Производство и применение хищных клопов для контроля численности вредителей растений в теплицах. // В кн.: «Беспозвоночные животные в коллекциях зоопарков». М., 2005. С. 58–60.



Fig. 9. A.F. Gostiuk preparing culture media in a GM 300 knife Mill (photo by G.N. Dudchenko)

Рис. 9. А.Ф. Гостюк готовит среду на мельнице GM 300 (фото О.Г. Волкова)

7. Волков О.Г., Смирнов Ю.В. Культура паразитоида *Telenomus chloropus* Thoms. — яйцеда клопа вредной черепашки *Eurygaster integriceps* Pat. на яйцах хищного клопа *Picromerus bidens* L. // В сб.: Биологическая защита растений — основа стабилизации агроэкосистем. Выпуск 8. Материалы международной научно-практической конференции: «Инновационные технологии применения биологических средств защиты растений в производстве органической сельскохозяйственной продукции». Краснодар, 2014. С. 216–219.

Рис. 10. Пикромерус поедает личинку крыжовникового пилильщика *Nematus* sp. (фото О.Г. Волкова)



Fig. 10. *Picromerus bidens* feeding on a *Nematus* sp. larva (photo by O.G. Volkov)

8. Волков О.Г., Смирнов Ю.В., Коваленко Т.К. Картофельная коровка: о вреде культуре картофеля и ее биологическом контроле. // Карантин растений. Наука и практика, 2012, № 3. С. 41–48.

9. Волков О.Г., Ткачева Л.Б. Энтомофаг колорадского жука — пикромерус двузубчатый // Защита растений, 1997, № 3. С. 30.

10. Гниненко Ю.И. Успешная интродукция яйцеда *Ooencyrtus kuvanae* (Hymenoptera, Encyrtidae) в лесные сообщества Европейской части России. // В кн.: VII Конгресс по защите растений. Интегрированная защита растений научно обоснованный шаг к устойчивому развитию сельского хозяйства, лесоводства и ландшафтной архитектуры. Златибор, Сербия, 2014. С. 93–94.

11. Гуменная Г.Н. Комплекс по производству биологических средств

защиты растений ЗАО «Белая Дача» // Гавриш, 2002, № 5. С. 24–25.

12. Ижевский С.С. Интродукция и применение энтомофагов. М.: Агропромиздат, 1990. 223 с.

13. Ижевский С.С., Зискинд Л.А. Перспективы использования интродуцированных хищных клопов *Perillus bioculatus* (Fabr.), *Podisus maculiventris* (Say) и *Oplomus nigripennis* var. *pulcher* (Dull.) (Hemiptera, Pentatomidae) против *Leptinotarsa decemlineata* Say (Chrysomelidae, Coleoptera) // В кн.: Биологическое подавление карантинных вредителей и сорняков. М.: Колос, 1981. С. 20–37.

14. Кравченко М.А. Итоги интродукции энтомофагов кокцид. // В кн.: «Интродукция и применение полезных членистоногих в защите растений». Л., 1989. С. 44–49.

15. Мазохин-Поршняков Г.А., Волков О.Г., Семенова С.А. Изучение цветового зрения мух методом классического обусловливания (на примере *Protophormia terraenovae*). // Журнал общей биологии. Т. XLV, 1984, № 5. С. 653–659.

16. Мусолин Д.Л. Фотопериодическая индукция эстивации у щитника двузубчатого (*Picromerus bidens* L.) // Зоологический журнал. Т. 75. Вып. 12. 1996. С. 1901–1903.

17. Фишер Т.У., Финни Д.Л. Установки и оборудование инсектария. // В кн.: Де Бах П. (ред.) Биологическая борьба с вредными насекомыми и сорняками. М.: Колос, 1968. С. 289–307.

18. Musolin D.L., Saulich A.H. (2000) Summer dormancy ensures univoltinism in the predatory bug *Picromerus bidens*. // Entomologia Experimentalis et Applicata. Vol. 95. P. 259–267.

19. Volkov O.G. (2006) Application of the predatory bugs for the control of the leaf-gnawing pests in Russian federation // In book: New Achievements in Biological Control of Plant Diseases. Bydgoszcz, Poland. P. 28–29.

20. Volkov O.G., Meshkov Y.I., Yakovleva I.N. (2013) Development and Predation of *Picromerus bidens* (Hemiptera: Pentatomidae) on *Leptinotarsa decemlineata* (Coleoptera: Chrysomelidae). // Russian Entomological Journal, Vol. 22 (1), P. 43–50.

21. http://en.wikipedia.org/wiki/Protophormia_terraenovae.

22. <http://www.allopharm.ru/insects/larva>.

FGBU VNIKR'S INSECTARIUM: Reconstruction and Prospects

Oleg G. Volkov, Head of FGBU VNIKR's Bio-Methods Department



Рис. 11. Личинка пикромеруса атакует имаго колорадского жука (фото Ю.И. Мешкова)

Fig. 11. *Picromerus bidens* attacking an adult Colorado beetle (photo by U.I. Meshkov)

In 2015, after a prolonged stand-by, FGBU VNIKR's Insectarium is up and running again. The Insectarium is a facility designed for maintaining and rearing the required number of laboratory insect populations — biological control agents and other invertebrates.

The managerial board of FGBU VNIKR decided to merge the Insectarium and a newly established Bio-Methods Department. Up until the late 1990s, FGBU VNIKR had both the Bio-Methods Department (later renamed as the Bio-Methods and Entomology Department) and the Insectarium. Along with an insect-rearing facility, the Insectarium also comprised two glass greenhouses operating year-round (Fig. 1). About twenty species of mealybugs and scales were maintained in the greenhouses on over one-hundred and twenty plant species of mostly tropical and subtropical origin.

Fourteen species of entomophagous insects were maintained for biological

control of coccids introduced from various countries (Kravshenko, 1989). The facilities of the Bio-Methods Department were also used for maintaining and rearing a number of parasites and predators of the gypsy moth, Colorado beetle, fall webworm, citrus whitefly, phytophagous insects of ragweeds and dodder, etc. (Izhevsky, Ziskind, 1981; Ziskind, 1990; Volkov, 1995). The biological control agents were tested in various regions of the former USSR and were successfully used for containing and eradicating pest outbreaks (Gninenko, 2014).

Under international cooperation programs, the Insectarium and the Bio-Methods Department also maintained entomophagous and phytophagous insects feeding on pests and weeds, respectively, for further shipment to various European countries and the USA (Fig. 2). In the late 1980s, a decision was made to establish the All-Union Center for Beneficial Insects as part of FGBU VNIKR's Insectarium. Appropriate funds were allocated for that purpose. The building was designed, en-

gineering drawing developed, building supplies purchased and delivered. But, due to the well-known political state of affairs in the USSR, the establishment of the Center was called off.

The newly established Insectarium is housed in the reconstructed facility of the old one with the premises redesigned, utility lines replaced and ventilation and air conditioning systems installed for every premise.

The designers of the Insectarium took into account the experience of FGBU VNIKR's specialists who had visited quarantine laboratories and insect rearing facilities in a number of European, American and African countries (Fig. 3). The Insectarium construction and operation principles are based on both conventional (Fisher and Finney, 1968) and current approaches described, for instance, in such NAPPO Regional Standards for Phytosanitary Measures (RSPM) as RSPM No. 22: *Guidelines for Construction and Operation of a Containment Facility for Insects and Mites used as Biological Control Agents*, etc. Eventually, the Insectarium shall become a part of a biocenter which is also to include a greenhouse, field site and

Fig. 12. Entomophagous parasite *Telenomus chloropus* on *Picromerus bidens* egg mass (photo by O.G. Volkov)

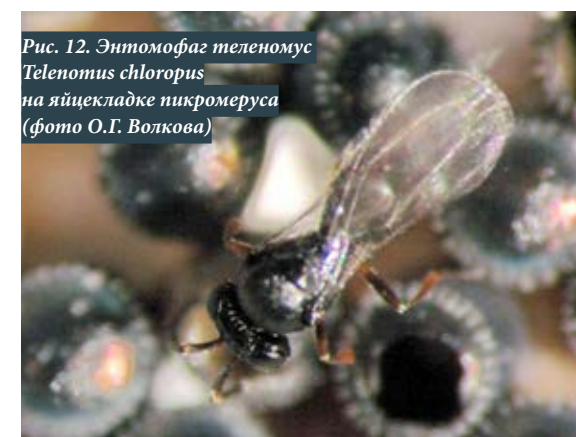


Рис. 12. Энтомофаг теленомус *Telenomus chloropus* на яйцекладке пикромеруса (фото О.Г. Волкова)

The Insectarium is designed for maintaining laboratory insect populations — entomophagous insects feeding on both quarantine and non-quarantine plant pests, as well as invertebrates — with the aim of developing environmentally sound pest control methods.

biological manufacturing unit (Fig. 4).

The Insectarium is designed for maintaining laboratory insect populations — entomophagous insects feeding on both quarantine and non-quarantine plant pests, as well as invertebrates — with the aim of developing environmentally sound pest control methods. It is neither intended for large-scale rearing of beneficial organisms for commercial purposes, nor used for rearing quarantine pests, or maintaining viruses, viroids, bacteria, fungi, micoplasma, algae, plants, and vertebrates that cannot be used for rearing biological control agents. Biological control agents are maintained on alternative non-quarantine hosts.

The Insectarium is a 147 m² facility with five laboratories that occupy only 90 m². This small area accommodates modern equipment that allows for maintaining invertebrates under required conditions.

The laboratories are equipped with three CONVIRON A-1000 Growth Chambers having the internal capacity of up to 1000 liters and two BIOSCAPE Air Flow Cabinets with timer controlled pressure, temperature, humidity and light cycle options (Fig. 6). Insects are maintained both in growth chambers and thermostats and on mobile shelves in specialized entomological BioQuip BugDorm cages (Fig. 7). These cages provide good population containment and allow the user to handle the insects within the cage via access sleeves.

Fig. 13. Egg mass of the sunn pest on a wheat leaf (photo by O.G. Volkov)



Рис. 13. Яйцекладка вредной черепашки на листе пшеницы (фото О.Г. Волкова)

Insects are transferred using vacuum pumps. In addition to regular lighting, lamps promoting photo-biological processes in plants are placed in every laboratory room. These provide supplementary illumination of up to 12,000 lux. The lamps are grouped into three sets that can be switched on individually via timer to provide the required change of lighting throughout the day. Blackout window shades allow for complete switching to artificial lighting. Thermohygrometers and luxometer are used for accurate measurement of humidity/temperature and visible light and UV light, respectively. High level of containment when handling the pests is provided by PLAS-LABS Glove Boxes used worldwide (Fig. 8). The ventilation and air conditioning system in every room reduces pressure (-5Pa) and filters out the air. This promotes better containment in the rooms and removes odor nuisance inevitable in the presence of insects and animals. A double-door high pressure (+15Pa) anteroom with high thresholds in every laboratory room mitigates the risk of accidental insect escape. This is also achieved through seamless flooring with no joints or edges. The floors, walls and ceilings are light colored to facilitate detection of foreign objects. The personnel are provided with protective clothing – jumpsuits, shoe covers, gloves, and respirators.

The culture media are prepared, the equipment cleaned and washed and some other activities performed in a separate room. The room is furnished with a hot/cold water washer and UXT-

11-TKR washer for various equipment including cages.

The Insectarium is also equipped with GRINDOMIX GM 300 Knife Mills, large water baths, timer-regulated heating units, distilling apparatus, etc. (Fig. 9). Although the Insectarium is not intended for permanent presence of the personnel during the working day, it has all necessary sanitary ware including a shower cabin. It is fit with the fire detection and alarm system and unauthorized entry protection.

The Insectarium occupies a very small space. Biological laboratories producing plant protection products for commercial purposes are much larger. For instance, the biolab of the Open Joint-Stock Company "Sovkhoz Vesna" (Saratov, 24 hectares of greenhouses), takes up 3,000 m², 1,000 m² of which is given to mobile shelves (*Mir Teplits* magazine, 2014, № 6). For this reason, the major purpose of the Insectarium is elaborating methods for rearing live organisms in a controlled environment, obtaining and accumulating the stock of entomophagous insects and other invertebrates, rearing material for laboratory and field trials of entomophagous insects and other biological control agents. Due to the limited space, the same organisms are efficiently used for multiple purposes. Currently, six insect populations are maintained at the Insectarium:

1. *Picromerus bidens* L. (Hemiptera, Pentatomidae) — the spined stink bug.
2. *Telenomus chloropus* (Thom.) (Hymenoptera, Scelionidae) — an egg-eating parasite of the sunn pest.
3. *Galleria mellonella* (L.) (Lepidoptera, Galleridae) — the honeycomb moth.

Fig. 14. Egg shells of the sunn pest after *Telenomus chloropus* emergence (photo by O.G. Volkov)



Рис. 14. Оболочки яиц вредной черепашки после выхода теленомуса (фото О.Г. Волкова)

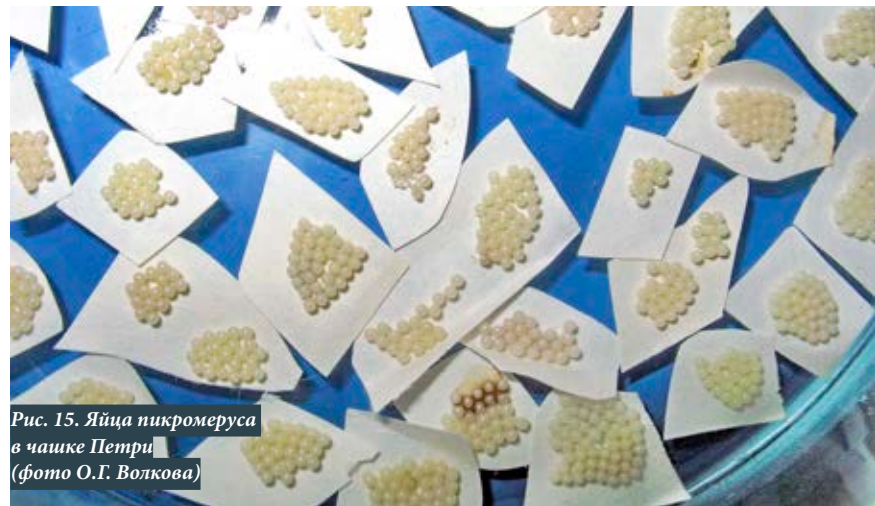


Рис. 15. Яйца пикромеруса в чашке Петри (фото О.Г. Волкова)

Fig. 15. *Picromerus bidens* eggs on a Petri dish emergence (photo by O.G. Volkov)

4. *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera, Tenebrionidae) — the mealworm beetle.

5. *Alphitophagus diaperinus* Panz. (Coleoptera, Tenebrionidae) — the lesser mealworm.

6. *Protophormia terraenovae* R.-D. (Diptera, Calliphoridae) — the northern blowfly.

P. bidens is a large predatory shield-bug. Females reach up to 15 mm in length (Fig. 10). This entomophagous insect is spread in the Palearctic. It feeds on hundreds of insect species, mostly on Coleoptera, Lepidoptera, Diptera, Hymenoptera, and bugs. Unlike most predators, *P. bidens* overwinters as diapausing eggs which enables to accumulate the required amount of specimens and ship them over all distances. We developed a method for rearing *P. bidens* in a laboratory and using it against leaf-eating pests. In the Insectarium, we rear the Moscow-area population of *P. bidens* with no aestivation stage (diapause in the adult stage). *P. bidens* is known to be unable to oviposit until autumn under natural conditions since in summer they enter reproductive diapause (Musolin, 1996). Our *P. bidens* population continuously reproduces throughout the year. FGBU VNIKR's populations were used for research purposes at St. Petersburg State University, Osaka University (Japan) and Ghent University (Belgium). A specialist from the National Institute of Biology (Ljubljana, Slovenia) visited FGBU VNIKR to perform studies on *P. bidens*.

FGBU VNIKR in collaboration with the former Russian Republican Plant Protection Station and All-Russian Research Institute of Phytopathology con-

ducted successful trials of the spined stink bug against the Colorado beetle on potato in Ramenskoe and Odintsovo regions (Volkov, 2006; Volkov et al., 2013) (Fig. 11). *P. bidens* was also used for controlling owl moth caterpillars on greenhouse vegetable crops in Lubertsy and Leninsky regions of Moscow oblast. For this purpose, the commercial production of *P. bidens* was launched at biolaboratories of Moscovsky and Belaya Dacha agricultural complexes (Volkov, 1998; Gumennaya, 2002). In 2010-2011, the Far Eastern Branch of the Russian Academy of Sciences successfully performed laboratory trials of *P. bidens* efficacy against the potato ladybird, *Epilachna vigintioctomaculata* (Motsch.) which is on the Customs Union List of quarantine pests (Volkov et al., 2012).

P. bidens is used as a multipurpose entomophagous insect. A number of oviposited eggs are used for rearing *Telenomus chloropus*, an entomophagous

The newly established Insectarium at FGBU VNIKR provides multifaceted opportunities for conducting accurate studies and maintaining laboratory populations of various insects and other invertebrates used for biological control.

Fig. 16. Early spring fly *Protophormia terraenovae* (photo by O.G. Volkov)

Рис. 16. Ранневесенняя мух *Protophormia terraenovae* (фото О.Г. Волкова)



egg-parasitoid of the sunn pest *Eurygaster integriceps* Pat. (Fig. 12). The sunn pest is one of the major pests of winter and spring wheat in key wheat production areas of Russia — the North Caucasus, Middle Volga, Voronezh, Belgorod and Orenburg regions (Alekhin, 2002). *T. chloropus* is one of the main entomophagous insects feeding on this pest. It is very small; adults are black, 0.9–1.6 mm in length. Females lay eggs in egg masses of bugs in the families Pentatomidae (true bugs) and Scutelleridae (metallic shield bugs). The sunn pest overwinters at the imaginal stage usually in leaf-litter under trees and shrubs. The bugs emerge when the daily mean temperature reaches 10–12 °C and start to fly onto cereal crops. Within 7–15 days after relocation, egg-laying begins. On average, it usually lasts 15–20 days and can take up to 40 days under unfavorable conditions. In spring, the prevalence of Telenominae species is low, thus, the infestation level in the sunn pest eggs usually does not exceed 10%. Having 4–6 generations a year and high reproductive rate (100–150 eggs), the population number of Telenominae insects rapidly grows. Consequently, the infestation level in eggs laid later in the laying sequence then reaches 50–60% and sometimes up to 90% (Fig. 14). But by that time, most of the pest population has already hatched. Chemical treatments applied against the sunn pest almost completely eradicate entomophagous insects feeding on it. Meanwhile, more and more sunn pest populations are developing resistance to the pesticides applied.

Attempts have been made to breed Telenominae insects under laboratory



Рис. 17. Нарботка зоокомпоста в защитной вентиляционной камере (фото Г.Н. Дудченко)

Fig. 17. Preparing a bio-compost in a protected air-ventilation chamber (photo by G.N. Dudchenko)

conditions and disseminate them on cereal crops during the most suitable period, i.e. when the sunn pest females start to lay eggs. However, egg masses of almost all shield bugs — hosts of Telenominae insects — are short-lived. For instance, at 18 °C, eggs of the sunn pest develop for 12 days, and only 6 days at 26 °C. Therefore, rearing entomophagous insects requires maintaining a large number of phytophagous bugs and, hence, their host plants. Furthermore, only adult Telenominae insects can be released, since disseminated eggs infested with the insect may hatch.

As already mentioned above, *P. bidens* has a unique ability to diapause at the egg stage which enables to accumulate viable egg masses in any quantity and maintain them for over 12 months (Fig. 15). Previously conducted trials showed that *Telenomus chloropus* readily infests eggs of *P. bidens* both freshly laid and maintained over a long period of time (Volkov, Smirnov, 2014). This is even more interesting since under natural conditions *P. bidens* eggs are not infested with any egg-eaters because they are laid after egg-eaters' entering the overwintering stage.

Once the required number of *P. bidens* eggs is accumulated, we are planning to perform field trials of Telenominae insects through dissemination of infested eggs of the bug in the outbreaks of the sunn pest. Despite the possibility that a portion of the bug eggs might hatch, these entomophagous insects will still bring additional benefit of eliminating owl moth caterpillars and sunn pest larvae.

The northern blowfly *Protophormia terraenovae* (Fig. 16) is reared using our original method previously developed by the author of the present paper for a



Рис. 18. Цисты золотистой картофельной нематоды в почве (фото О.Г. Волкова)

Fig. 18. Cysts of the golden potato cyst nematodes in soil (photo by O.G. Volkov)

different purpose — study of its higher nervous activity and color vision (Mazokhin-Porshakov et al., 1984). Currently, the main purpose of rearing the northern blowfly is the development of a so-called “zoocompost” (GOST P 53042-2008) to be tested against soil-borne nematodes. The zoocompost is obtained through feeding a substrate — hay and boiled pea (Fig. 17) — to maggots. Maggots in the Muscidae and Calliphoridae families are known to produce antibiotics that are likely to put them in a better competitive position when developing in substrates sought after by other species. These antibiotics are long known to suppress the development of many pathogenic bacteria such as *Streptococcus pyogenes* and *Streptococcus pneumoniae*. Thus, maggots have been used for medicinal purposes for a fairly long time now (Maggot Therapy). This method has gained even more attention since pathogenic germs became resistant to conventional antibiotics (http://en.wikipedia.org/wiki/Protophormia_terraenovae; <http://www.allopharm.ru/insects/larva/>). The antibiotics produced by maggots are also known to suppress the development of root-knot nematodes of the genus *Meloidogyne* (Bedin et al., 2005). We have no data on the effects of the zoocompost on cyst nematodes. In 2015-2017, FGBU VNIKR's Bio-methods Department and Nematology Laboratory are planning to conduct testing of the northern blowfly as a suppressor of the golden potato cyst nematode *Globodera rostochiensis* Wollenweber (Fig. 18).

The populations of the honeycomb moth *Galleria mellonella* L., the mealworm beetle, *Tenebrio molitor*, and black fungus beetle, *Alphitobius laevigatus* (Fig. 19) are maintained as hosts of *P. bidens*. The honeycomb moth can also be used for rearing entomophago-

us insects of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Perg.) such as predator bugs in the genera *Orius* spp. (Hemiptera: Anthocoridae) and *Anthocoris* spp. (Hemiptera, Anthocoridae). These bugs are usually reared on eggs of the Mediterranean flour moth, *Ephestia kuehniella* Zeller. We have developed a method of rearing *Orius* spp. on eggs of the honeycomb moth. This method is now employed by the Close Joint Stock Company “Agrocombinat Moskovsky” (Volkov, 2005). At FGBU VNIKR, *Orius* spp. populations were previously maintained on the honeycomb moth but due to the lack of appropriate conditions they could no longer be maintained. Rearing and maintaining these entomophagous insects will facilitate the development of control methods for the western flower thrips and other thrips species.

Fig. 19. V. A. Yadrova working with the honeycomb moth (photo by O.G. Volkov)

Рис. 19. В.А. Ядрова работает с культурой большой воициной огневки (фото О.Г. Волкова)





Рис. 20. Энтомофаг ориус *Orius* sp. поедает трупцов *Frankliniella intonsa* (фото О.Г. Волкова)

Fig. 20. *Orius* sp. feeding on thrips *Frankliniella intonsa* (photo by O.G. Volkov)

The newly established Insectarium at FGBU VNIKR provides multifaceted opportunities for conducting accurate studies and maintaining laboratory populations of various insects and other invertebrates used for biological control of pests which in turn facilitates the development and improvement of environmentally sound methods for controlling quarantine and non-quarantine plant pests.

References

1. Organic manuring. Terms and definitions. GOST P 53042-2008 (as approved by Order № 403-ст of the Federal Agency for Technical Regulation and Metrology dated 15.12.2008), available in Russian only.
2. V.T. Aliokhin (2002) The sunn pest. // *Plant Protection and Quarantine*. Vol. 4, pp. 65–90, available in Russian only.
3. D.P. Bedin, V.S. Tokarev (2005) Developing a product to control a root-knot nematode in cucumber indoors. // Published in: *Zooculture and biological resources*. Proceedings of the Research and Practice Conference, 4–6 February, 2004. Moscow, pp. 82–84, available in Russian only.
4. O.G. Volkov (1995) Recommended practices for use of an introduced egg-eater *Ooencyrtus kuvanae* against the Gypsy moth. // Published in the Collection of Recommendations and Resource Materials on Plant Quarantine. Syktyvkar, pp. 71–84, available in Russian only.
5. O.G. Volkov (1998) Use of *Picromerus bidens* L. as a new method for controlling leaf-eating insects indoors. // *Gavrish*, № 3, pp. 15–17, available in Russian only.

6. O.G. Volkov (2005) Rearing and using predator bugs to control plant pest prevalence in greenhouses. // Published in *Invertebrates in Zoo Collections*. Moscow, pp. 58–60, available in Russian only.
7. O.G. Volkov, U.V. Smirnov (2014) Parasitoid *Telenomus chloropus* Thoms. — a parasite of eggs of the sunn pest *Eurygaster integriceps* Pat. — cultured on eggs of the predator bug *Picromerus bidens* L. // Published in *Biological Pest Control as the Major Stabilizer of Agronomical and Ecological Systems*. Vol. 8. Proceedings of the Research and Practice Conference: Innovative Technologies in Using Biological Control Methods in the Production of Organic Agricultural Products. Krasnodar, pp. 216–219, available in Russian only.
8. O.G. Volkov, U.V. Smirnov, T.K. Kovalenko (2012) Potato ladybug. Virulence on potato and biological control. // *Plant Health: Research and Practice*, Vol. 3, pp. 41–48.
9. O.G. Volkov, L.B. Tkashiova (1997) Spined Stink Bug — entomophagous insect of the Colorado beetle // *Plant Protection*, Vol. 3, pp. 30.
10. Yu.I. Gninenko (2014) Introduction of the egg-eater *Ooencyrtus kuvanae* (Hymenoptera, Encyrtidae) into the forest communities of the European part of Russia. // Published in: VII Congress on Plant Protection. Integrated Plant Protection — a Scientifically Sound Step towards Sustainable Development of Agriculture, Forestry and Landscape Architecture. Zlatibor, Serbia, pp. 93–94.
11. G.N. Gumenny (2002) Facilities for the Production of Biological Plant Protection Products, “Balaya Dacha” // *Gavrish*, Vol. 5, pp. 24–25, available in Russian only.

12. S.S. Izhevsky (1990) Introduction and use of entomophagous insects. Moscow: Agrocomizdat, P. 223, available in Russian only.
13. S.S. Izhevsky, L.A. Ziskind (1981) Prospects of using the introduced predator *Perillus bioculatus* (Fabr.), *Podisus maculiventris* (Say) and *Oplomus nigripennis* var. *pulcher* (Dull.) (Hemiptera, Pentatomidae) against *Leptinotarsa decemlineata* Say (Chrysomelidae, Coleoptera) // Published in *Biological Suppression of Quarantine Pests and Weeds*. Moscow: Kolos, pp. 20–37, available in Russian only.
14. M.A. Kravchenko (1989) Effects of the introduction of entomophagous parasites of coccids. // Published in *Introduction and Use of Beneficial Arthropods in Plant Protection*. L., pp. 44–49, available in Russian only.
15. G.A. Mazokhin-Porshniakov, O.G. Volkov, S.A. Semionova (1984) Study of color vision in flies by classical conditioning (as exemplified by *Protophormia terrae-novae*). // *Journal of general biology*. T. XLV, № 5, pp. 653–659, available in Russian only.
16. D.L. Musolin (1996) Photoperiodic induction of aestivation in the Spined Stink Bug (*Picromerus bidens* L.) // *Zoological Journal*. Vol. 75. Issue 12. Pp. 1901–1903.
17. T.U. Fisher, D.L. Finney (1968) Establishing and equipping an insectarium. // Published in: DeBach (editor). *Biological control of harmful insect and weeds*. Moscow: Kolos, Pp. 289–307.
18. Musolin D.L., Saulich A.H. (2000) Summer dormancy ensures univoltinism in the predatory bug *Picromerus bidens*. // *Entomologia Experimentalis et Applicata*. Vol. 95. P. 259–267.
19. Volkov O.G. (2006) Application of the predatory bugs for the control of the leaf-gnawing pests in Russian federation // In book: *New Achievements in Biological Control of Plant Diseases*. Bydgoszcz, Poland. P. 28–29.
20. Volkov O.G., Meshkov Y.I., Yakovleva I.N. (2013) Development and Predation of *Picromerus bidens* (Hemiptera: Pentatomidae) on *Leptinotarsa decemlineata* (Coleoptera: Chrysomelidae). // *Russian Entomological Journal*, Vol. 22 (1), P. 43–50.
21. http://en.wikipedia.org/wiki/Protophormia_terraenovae.
22. <http://www.allopharm.ru/insects/larva>.

ЯБЛОНЕВЫЙ КРУГЛОГОЛОВЫЙ СКРИПУН (*SAPERDA CANDIDA* F.) —

кандидат на включение в Единый перечень карантинных объектов Таможенного союза

Я.Н. Коваленко, научный сотрудник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР»

Н.А. Гура, старший научный сотрудник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР»

С.А. Курбатов, начальник научно-методического отдела энтомологии ФГБУ «ВНИИКР»

Яблоневый круглоголовый усач-скрипун (*Saperda candida* F.) — жук из семейства усачей (Cerambycidae), давно известный как серьезный вредитель деревьев и кустарников, относящихся к семейству розоцветные (Rosaceae) (рис. 1). Потенциальная вредоносность яблоняного круглоголового усача является весьма высокой, с учетом того, что многие плодовые и декоративные деревья, культивируемые в садах и используемые для озеленения территорий, являются розоцветными.

Естественный ареал яблоняного круглоголового усача расположен в Северной Америке, где, по имеющимся данным, жук распространен к востоку от Скалистых гор, на территории ряда штатов США, а также некоторых провинций Канады (Linsley & Chemsak, 1995).

Яблоневый круглоголовый скрипун обладает рядом биологических особенностей, определяющих его высокую вредоносность. В первую очередь это способность вида развиваться на здоровых живых деревьях. Самки *S. candida* откладывают яйца в предварительно сделанные насечки в основании стволов, после чего вылупившиеся личинки (рис. 2) начинают питание в коре и в дальнейшем продвигаются вглубь древесины в места, где наблюдается ак-



Fig. 1. A round-headed apple-tree borer (*Saperda candida* F.) (imago) (photo: www.bugguide.net)

Рис. 1. Скрипун круглоголовый яблоневый (*Saperda candida* F.) (имажо) (фото: www.bugguide.net)

тивное сокодвижение. Окукливание происходит в укулочных колыбельках, которые закончившие питание личинки формируют в древесине (рис. 3). Сформировавшиеся жуки прогрызают летные отверстия, через которые и покидают дерево (рис. 4). Взрослые жуки могут проходить дополнительное питание в кронах деревьев, повреждая листья и скусывая концы молодых побегов (Hanks, 1999).

Повреждения, наносимые яблоняным круглоголовым скрипуном, практически неизбежно приводят к гибели дерева. В случае массового заселения вредителем ствола утрачивается его механическая прочность, вследствие чего даже незначительные по силе порывы ветра могут приводить к слому такого дерева. Основными признаками заселения дерева яблоняным круглоголовым скрипуном являются суховершинность, угнетенный внешний вид и бледно окрашенная, мелкая листва (рис. 5), а также появление летных отверстий на поверхности коры дерева с характерной высыпающейся волокнистой древесной стружкой (рис. 6). В подавляющем большинстве случаев заселение дерева яблоняным круглоголовым скрипуном провоцирует также грибную инфекцию живых тканей растения, что является дополнительным ослабляющим фактором, способным привести к гибели дерева.

В конце XIX века яблоняный круглоголовый скрипун серьезно вредил яблоняным садам на северо-востоке США — жук считался основной угрозой для молодых яблонь. Его вредоносность в отношении молодых деревьев и саженцев проявляется прежде всего в усыхании верхних частей их крон с последующей

гибелью. Молодые деревья, заселенные *S. candida*, чрезмерно цветут и обильно плодоносят, но затем погибают в процессе созревания плодов (Hess, 1940). В настоящее время благодаря реализуемым программам управления численностью *S. candida* этот вид считается второстепенным вредителем для промышленного производства яблок в США. Однако при этом следует учитывать, что яблоневый круглоголовый скрипун имеет североамериканское происхождение и является частью местной экосистемы — следовательно, его численность на территории Канады и США сдерживается естественным комплексом хищников и патогенных для *S. candida* организмов. В случае же попадания этого вредителя на новые территории (в частности, на территорию Евразии), где хищники и патогены *S. candida* отсутствуют, его численность не будет столь эффективно сдерживаться при помощи естественных врагов и болезней.

Летом 2008 года яблоневый круглоголовый скрипун был впервые

отмечен на территории Германии: регистрировались единичные случаи обнаружения этого вида на городских деревьях шведской рябины (*Sorbus intermedia*), яблони (*Malus* sp.) и боярышника (*Crataegus* sp.) на острове Фемарн (акватория Балтийского моря) в поселках Йоханнисберг и Маттиасфельде. Помимо фиксации повреждений, представлявших собой летные отверстия взрослых жуков, расположенные преимущественно в основаниях стволов пораженных рябин, был собран также один экземпляр имаго, впоследствии определенный как *S. candida* (EPPO, 2008). В результате принятых мер по борьбе с видом-вселенцем, включавших целенаправленный мониторинг окружающих древесных насаждений с последующей вырубкой и уничтожением зараженных деревьев, очаг *S. candida* на территории острова Фемарн был ликвидирован и в настоящее время вид считается отсутствующим на территории Европы.

Таким образом, яблоневый круглоголовый скрипун является ви-



Fig. 2. *S. candida* larvae (photo by Baufeld et al., 2009)

Рис. 2. Личинки яблоневоего круглоголовоего скрипуна *S. candida* (фото: Baufeld et al., 2009)

Рис. 3. Кукольная колыбелька *S. candida* после вылета жука и удаления коры с верхним слоем древесины (фото: Baufeld et al., 2009)

Fig. 3. A pupal cradle of *S. candida* after the beetle emergence and removal of bark with the outer layer of wood (photo by Baufeld et al., 2009)



дом, уже однажды попавшим на территорию Евразии из мест своего естественного распространения. Вероятно, именно своевременно принятые квалифицированные меры по ликвидации очага насекомого-инвайдера предотвратили дальнейшее распространение данного вредителя по территории Европы. Показательным в данном случае является то, что в Германии вид развивался за счет аборигенных для Европы видов деревьев — этот факт свидетельствует о высоком вредоносном потенциале яблоневоего круглоголовоего скрипуна

В конце XIX века яблоневый круглоголовый скрипун серьезно вредил яблоневым садам на северо-востоке США — жук считался основной угрозой для молодых яблонь.

и заставляет относиться к проблеме предотвращения потенциальных инвазий *S. candida* на территорию Европы с максимальной серьезностью.

Основным путем проникновения *S. candida* на новые территории счи-

тается ввоз зараженного посадочного материала плодовых и декоративных деревьев семейства розоцветные (яблоня, боярышник, рябина, вишня, груша, айва, ирга и др.) из мест распространения вредителя (США и Канада). Учитывая, что ввоз и последующее расселение яблоневоего круглоголовоего скрипуна могут быть связаны с импортом посадочного материала, вид был внесен в Проект Единого перечня карантинных объектов Таможенного союза.

В работе над статьей был использован Отчет ФГБУ «ВНИИКР»

«Анализ фитосанитарного риска скрипуна круглоголовоего яблоневоего *Saperda candida* Fabricius для территории стран Таможенного союза», 2012 г.

Литература

1. Baufeld P., Kehlenbeck H., Schrader G. (2009) Preliminary PRA for *Saperda candida*. JKI Institute (DE).
2. EPPO (2008) First record of *Saperda candida* in Germany: addition to the EPPO Alert List // EPPO Reporting Service. № 7. 2008/139.
3. Hanks L.M. (1999) Influence of the larval host plant on reproductive strategies of Cerambycid beetles. Annual Review of Entomology, 44: 483–505.
4. Hess A.D. (1940) The biology and control of the round-headed apple-tree borer, *Saperda candida* F. NY State Agric. Exp. Stn. Bull. 688: 1–93.
5. Linsley E.G. & Chemsak J.A. (1995) The Cerambycidae of North America, Part VII, No. 2: Taxonomy and Classification of the subfamily Lamiinae, Tribes Acanthocinini through Hemilophini. University of California Publications in Entomology, vol. 114. Berkeley (US).

Рис. 4. Летные отверстия *S. candida* на комлевой части ствола дерева (фото: Baufeld et al., 2009)



Fig. 4. *S. candida* exit holes at the tree basis (photo by Baufeld et al., 2009)

ROUND-HEADED APPLE-TREE BORER (*SAPERDA CANDIDA* F.) — a Candidate for Inclusion into the Customs Union List of Quarantine Pests

Yakov N. Kovalenko, Researcher at FGBU VNIKR's Entomological Research and Methodology Department

Natalia A. Gura, Senior Researcher at FGBU VNIKR's Entomological Research and Methodology Department

Sergey A. Kurbatov, Head of FGBU VNIKR's Entomological Research and Methodology Department

The round-headed apple-tree borer (*Saperda candida* F.) belongs to the family Cerambycidae and is well-known as a harmful pest of trees and shrubs of the Rosaceae family (Fig. 1). The potential economic impact of *Saperda candida* F. can be rather high taking into account that many fruit and ornamental crops cultivated in orchards and used for amenity purposes belong to the rose family.

The natural habitat of the round-headed apple-tree borer is located in North America where the pest is reportedly present to the east of the Rocky Mountains in some US states and Canadian provinces (Linsley & Chemsak, 1995).

Saperda candida F. possesses a range of biological features determining its considerable harmfulness. First and foremost, it is the ability of this species to develop on healthy living trees. *S. candida* females deposit eggs in pre-gnawed slits at the base of stems. Further on, hatched larvae (Fig. 2) begin feeding within the bark moving deeper into the wood where active sap flow is observed. Pupation occurs in pupal cradles constructed in the wood by larvae that have completed their feeding (Fig. 3). Adult beetles chew exit holes and leave the tree (Fig. 4). They may additionally feed in the crown damaging leaves and biting fresh shoot tops off (Hanks, 1999).

Damage caused by the round-headed apple-tree borer almost inevitably kills the tree. If a trunk is massively attacked by the pest, it automatically loses its mechanic strength which leads to its being broken even by a gentle gust of wind. The fact that a tree is attacked by *S. candida* is mainly indicated by dieback, suppressed appearance and pale small leaves (Fig. 5), as well as exit holes on the bark surface with typical fibrous wood dust falling out (Fig. 6). In the vast majority of cases, a tree attacked by the round-headed apple-tree borer subsequently suffers from fungal infection of living tissues, thus, the weakened condition is worsened and this can lead to the tree mortality.

In the late 19-th century, the round-headed apple-tree borer caused severe damage to apple orchards in the Northeastern US. The beetle was considered the major threat to young apple trees. In young trees, it primarily causes dieback of the upper parts of the crown followed by their death. Young trees attacked by *S. candida* show excessive blooming and heavy bearing, however, they die in the course of fruit ripening (Hess, 1940). At present, *S. candida* is considered to be a secondary pest of commercial apple production in the USA as a result of population management programs carried out. However, in addition to that account should be taken of the fact that the round-head-

ed apple-tree borer is of North-American origin and a part of the local ecosystem; consequently, its Canadian and US populations are suppressed by the complex of naturally occurring *S. candida* predators and pathogens. In case this pest enters new territories (particularly, the territory of Eurasia), where *S. candida* predators and pathogens are absent, its populations will not be so efficiently suppressed by naturally occurring enemies and diseases.

In summer 2008, the presence of the round-headed apple-tree borer was detected for the first time in Germany. Single cases of its detection were reported

Fig. 5. The crown of an apple plant for planting infested by *S. candida* (photo by <http://www.ipm.msu.edu>)



Рис. 5. Крона саженца яблони, пораженного *S. candida* (фото: <http://www.ipm.msu.edu>)



Рис. 6. Характерный признак заселения дерева *S. candida* — волокнистая древесная стружка, высыпающаяся из летных отверстий вредителя (фото: [Baufeld et al., 2009](http://www.baufeld.de))

Fig. 6. Fibrous wood dust falling out from the pest exit holes is a typical sign of *S. candida* attacking the tree (photo by [Baufeld et al., 2009](http://www.baufeld.de))

on urban trees of Swedish whitebeam (*Sorbus intermedia*), apple (*Malus* sp.) and hawthorn (*Crataegus* sp.) on the island of Fehmarn (the Baltic Sea area) in the villages of Johannisberg and Mattiasfelde. Apart from observing damage in the form of exit holes mainly located at the basis of infested rowan trees, one imago was found and identified as *S. candida* (EPPO, 2008). The control measures against this invasive species included intensive monitoring of the surrounding tree plantations with subsequent felling and destruction of infested trees. The outbreak of *S. candida* on the island of Fehmarn was eradicated and this species is now considered to be absent from Europe.

Thus, the round-headed apple-tree borer is a species that once entered Eurasia from the place of its natural spread. Supposedly, it is the timely qualified measures to eradicate the outbreak of the invasive insect that prevented further spread of this pest in Europe. In this case, it is notable

that in Germany this species developed on native European tree species. This fact indicates the high potential of the round-headed apple-tree borer to cause damage and makes us treat the prevention of *S. candida* potential invasions into Europe with utmost earnestness.

The major *S. candida* pathway into new territories is infested plants for planting of Rosaceae fruit and ornamental trees (apple, hawthorn, rowan, cherry, pear, quince, mespilus, etc.) imported from the areas where the pest is occurring (US and Canada). Taking into consideration that introduction and subsequent spread of the round-headed apple-tree borer can be linked to imported plants for planting, the species was included into the draft Customs Union Pest List.

For this article, the authors resorted to the PRA for *Saperda candida* Fabricius performed by FGBU VNIKR for the territory of the Customs Union in 2012.

In the late 19-th century, the round-headed apple-tree borer caused severe damage to apple orchards in the Northeastern US.

References

1. Baufeld P., Kehlenbeck H., Schrader G. (2009) Preliminary PRA for *Saperda candida*. JKI Institute (DE).
2. EPPO (2008) First record of *Saperda candida* in Germany: addition to the EPPO Alert List // EPPO Reporting Service. № 7. 2008/139.
3. Hanks L.M. (1999) Influence of the larval host plant on reproductive strategies of Cerambycid beetles. Annual Review of Entomology, 44: 483-505.
4. Hess A.D. (1940) The biology and control of the round-headed apple-tree borer, *Saperda candida* F. NY State Agric. Exp. Stn. Bull. 688: 1-93.
5. Linsley E.G. & Chemsak J.A. (1995) The Cerambycidae of North America, Part VII, No. 2: Taxonomy and Classification of the subfamily Lamiinae, Tribes Acanthocinini through Hemilophini. University of California Publications in Entomology, vol. 114. Berkeley (US).

МОНИТОРИНГ ВОСТОЧНОЙ ПЛОДОЖОРКИ

и анализ видовой разнообразия близкородственных видов семейства Tortricidae

в условиях зоны достаточного увлажнения Ставропольского края

Е.А. Даниленко, специалист Пятигорского филиала ФГБУ «ВНИИКР»

С.В. Пименов, заведующий испытательной лабораторией
Пятигорского филиала ФГБУ «ВНИИКР»

Введение

Листовертки — одно из крупнейших семейств чешуекрылых насекомых, представители которого тесно связаны с наземными растениями на протяжении всей своей жизни. Зависимость фенологии насекомых от фенологии кормовых растений выработалась в процессе длительного исторического развития. Особенности циклов развития листоверток обуславливают различия в продолжительности и сроках лета имаго, а значит, и существование в конкретный временной отрезок разных видов, одновременно присутствующих в стадии имаго.

Изучение фенологии листоверток, в том числе и восточной плодовой, которая пока является ограничено распространенным в России вредителем плодовых, имеет не только теоретическое, но и практическое значение для прогнозирования сроков ее появления в природе.

Вредоносность этого вида очень высока. В европейских странах восточная плодовая повреждает до 90% побегов и плодов персика и до 50% груш. В Китае вредитель уничтожает до 50% груш, а в Узбекистане и Закавказье повреждается 70% айвы и груш и почти 100% персиков поздних и средних сортов. Гораздо меньше страдают сливы, яблони, мушмула, абрикосы (Савотиков, Сметник, 1995).

Вид имеет восточноазиатское происхождение, откуда в дальнейшем он

был завезен в страны Европы, Америки и в Австралию. В нашей стране этот вид впервые отмечен в 1964 году в городе Сочи и Туапсинском районе Краснодарского края (Абрамов, 1967; Енукидзе, 1972; Лещинский, 1965).

В настоящее время восточная плодовая является карантинным видом, имеющим ограниченное распространение на территории Российской Федерации (СТО ВНИИКР 2.006-2010, 2010).

К 2014 году очаги вредителя зарегистрированы в 11 южных регионах России, в том числе и в Ставропольском крае, а также на западе России — в Калининградской области. То, что

вид обладает широкими адаптивными возможностями, подтверждает факт его продвижения в регионы Сибири. Так, в 2010–2012 годах восточную плодовую впервые обнаружили на юге Красноярского края и в Хакасии. В настоящий момент в Красноярском крае зарегистрирована карантинная фитосанитарная зона на площади 28,2 га и введен карантинный фитосанитарный режим (Акулов и др., 2013; Справочник, 2014).

Рис. 1. Феромонная ловушка типа «Дельта» на яблоне. Частный сектор (г. Пятигорск), июль 2014 г. (фото Е.А. Даниленко)



Fig. 1. A pheromone Delta trap on an apple tree. Private housing district (Pyatogorsk), July, 2014 (photo by E.A. Danilenko)

Задачи исследований

Основными задачами наблюдений, проводимых в 2014 году, являлись:

1) уточнение видовой разнообразия чешуекрылых и наблюдение за динамикой лета восточной плодовой в условиях зоны достаточного увлажнения Ставропольского края;

2) визуальное обследование произрастающих в данной зоне плодовых культур для выявления заселенности побегов и плодов гусеницами плодовой.

Условия, материалы и методы исследований

По агроклиматическим показателям города-курорты Кавказских Минеральных Вод и Предгорный район входят в зону достаточного увлажнения, которая также включает в себя Георгиевский, Кировский и Минераловодский административные районы (Агроклиматическое районирование, 2015).

Поэтому ловушки устанавливались в населенных пунктах, расположенных в вышеуказанных административных районах: в городе Пятигорске (частный сектор), в селе Садовое (Предгорный район), в станице Зольская (Кировский район) и в станице Лысогорская (Георгиевский район).

В работе использовали феромонные ловушки типа «Дельта» из ламинированной бумаги размером 19×13×12,5 см, со сменным вкладышем размером 18×12 см, на который нанесен специальный клеевой состав «Унифлекс» (производства Респу-

В настоящее время восточная плодовая является карантинным видом, имеющим ограниченное распространение на территории Российской Федерации.

блики Беларусь) (рис. 1). На клеевой вкладыш помещался диспенсер с синтетическим половым феромоном восточной плодовой (Z8-додеценилацетат+E8-додеценилацетат+Z8-додецениол) (Методика, 2009).

Феромониторинг чешуекрылых начинался при установлении среднесуточной температуры воздуха выше 12 °С. Такая температура является пороговой для начала лета бабочек первого поколения (Выявление, 1991). В регионе обследования такая температура в разные годы отмеча-

лась в первой-второй декаде апреля. Пронумерованные ловушки в трех повторностях вывешивались на семечковых и косточковых породах (яблоня, айва, слива и вишня), в кроны деревьев на высоте 1,5–2 метра от уровня почвы методом рендомизированных повторений. Для получения достоверных результатов в ходе эксперимента было осуществлено 18 выемок-учетов. Всех попавших в ловушки бабочек, за которыми велось наблюдение, подсчитывали один раз в 10 дней, данные заносили в журнал, далее по ним строили графики динамики лета. Идентификацию плодовых проводили по анатомическим признакам гениталий самцов (Медведев, 1978; СТО ВНИИКР 2.006-2010, 2010).

Наряду с размещением ловушек при визуальном обследовании обращали внимание на характерные признаки повреждения восточной плодовой — увядающие верхушечные листья, а также выделение у косточковых капель камеди на плодах и побегах. В период созревания плодов семечковых проводился сбор падалицы, которую вскрывали для обнаружения вредителя.

Результаты и обсуждение

В Ставропольском крае восточная плодовая впервые была выявлена с помощью феромонных ловушек и идентифицирована в августе 1977 года в городе Минеральные Воды. Судя по единичным самцам, попавшим в ловушки в течение всего сезона, очаги этого вредителя образовались прежде всего в городах и неза-

долго до их обнаружения. Очаги располагались в районе вокзалов и рынков. Вероятно, вредитель был завезен вместе с зараженными фруктами из соседних регионов. В течение ряда лет нарастания численности вредителя практически не происходило, за исключением города Минеральные Воды, где единичные особи восточной плодовой изначально встречались во всех вывешенных ловушках (рис. 2).

В 1983 году в среднем на 1 ловушку в течение сезона попало уже 232 сам-

ца. В 1984–1987 годах численность восточной плодовой в г. Минеральные Воды продолжала расти, и в течение сезона на 1 ловушку в среднем прилетело соответственно 260, 270, 337 и 259 самцов. Сравнительно быстрая акклиматизация вредителя в г. Минеральные Воды объясняется более благоприятными погодными условиями по сравнению с другими городами (Максимова, Даниленко, 2008).

Многолетние обследования показали, что ареал распространения вредителя постепенно расширялся. Этот вид стали находить в феромонных ловушках, установленных в частном секторе — как городов Кавказских Минеральных Вод, так и хозяйств Предгорного района. В разные годы численность плодовой, в зависимости от погодных условий, как нарастала, так и снижалась. Несмотря на то, что первоначально самцы были отловлены в 88% приусадебных участков в Кисловодске и в 77% в Ессентуках, заметного увеличения численности плодовой на протяжении 1978–1980 годов не происходило. Лишь в 1981 году в окрестностях города Ессентуки произошло резкое увеличение численности самцов на одну ловушку до 24 экземпляров. К сожалению, информацией о динамике лета этого вида в последующие годы авторы не располагают. Основываясь на информации о нынешнем распространении данного вредителя, можно предположить, что ареал его распространения постепенно увеличивался. В разные годы этому способствовали: 1) теплые зимы, положительно сказывающиеся на перезимовке; 2) наличие кормовой базы; 3) адаптация к природным факторам региона (рис. 3).

При обследовании частного сектора в г. Пятигорске самцы были отловлены в 46% обследованных приусадебных участков. Дальнейшие наблюдения показали, что численность восточной плодовой оставалась на сравнительно низком уровне вплоть до 1994 года (рис. 4).

Количество отловленных одной ловушкой самцов колебалось по годам от 12 до 34 особей. Снижение численности самцов на ловушках в 1994 и 1995 годах можно объяснить в первом случае низкими температурами февраля (средняя температура за вторую декаду месяца опускалась

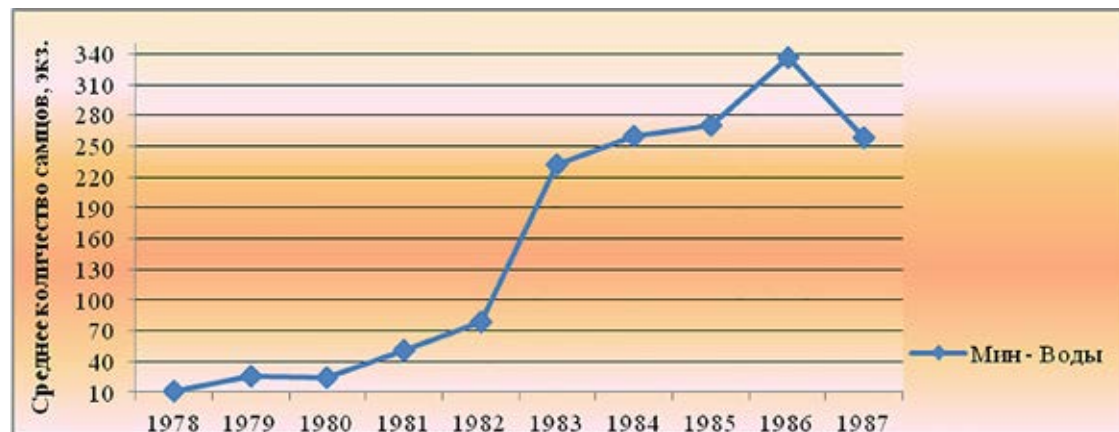


Рис. 2. Среднее количество самцов, попавших в 1 ловушку в течение всего сезона в период с 1978 по 1987 годы в г. Минеральные Воды (В.И. Максимова и др., 2008 г.)

Fig. 2. The average number of males caught per trap throughout the season between 1978 and 1987 in Mineralnye Vody (V.I. Maksimova et al., 2008)

до $-11,8^{\circ}\text{C}$), во втором — большими перепадами температур весной. Благоприятные условия развития 1997 года (сравнительно теплая зима и температура, близкая к средней многолетней в вегетационный период) способствовали нарастанию численности восточной плодовой моли. Еще больше она возросла в период более жаркого лета 1998 года и держалась примерно на одном уровне в течение последующих пяти лет с повышением численности в 2001 году — более тепло, по сравнению со средними многолетними данными. В течение 2004, 2006 и 2007 годов наблюдалась сравнительно высокая численность восточной плодовой моли. Максимальное количество отловленных самцов восточной плодовой моли отмечалось в 2007 году и составляло 220 экземпляров на одну ловушку (Максимова, Даниленко, 2008).

Grapholitha molesta, в отличие от других видов плодовых молей, кроме плодов способна повреждать молодые побеги, завязи косточковых и семечковых культур: персика, абрикоса, сливы, груши, яблони, черешни, вишни, айвы, боярышника, лавровишни и других видов (Енукидзе, 1972).

В условиях Абхазии, по данным Н.Е. Енукидзе (1972), гусеницы младших возрастов помимо побегов повреждали и листья плодовых деревьев, особенно айвы. Они скелетировали листовую пластинку, проделывая ходы внутри центральной жилки

и закрывали их паутиной. Гусеницы старших возрастов часто повреждали основание черешка листа, углубляясь внутрь на 1,54 см. При этом в поврежденном месте начиналось камедетечение и гусеницы быстро покидали листья (Енукидзе, 1972).

По нашим наблюдениям, при визуальном обследовании плодовых деревьев в частном секторе наибольшее количество поврежденных побегов выявлено на деревьях айвы и вишни, наименьшее количество — на яблоне, груше и сливе. При этом на всех обследуемых плодовых деревьях листовые пластинки гусеницами плодовой моли совершенно не повреждались.

В частном секторе городов Кавказских Минеральных Вод, по данным В.И. Максимовой, Е.А. Даниленко (2008), гусеницы восточной плодовой моли выявлялись лишь на персике, и только иногда повреждались плоды айвы. Начиная с 2006–2007 годов уже отмечаются повреждения побегов айвы. При этом плоды айвы были повреждены на 30–70%. Расширение кормовой базы можно объяснить увеличением численности восточной плодовой моли в этот период времени (Максимова, Даниленко, 2008).

Исследования, проведенные Н.Е. Енукидзе на территории Республики Абхазия в 1965–1969 годах, показали, что при повреждении плодов айвы гусеницы плодовой моли заполняли всю мякоть экскрементами и выгрызали семенную камеру. Сравнительно меньше повреждались

плоды яблони и груши, где так же сильно, как и мякоть, повреждалась семенная камера. (Енукидзе, 1972).

По наблюдениям В.И. Максимовой, Е.А. Даниленко (2008), в плодах айвы, имеющих более твердую мякоть в сравнении с другими видами семечковых и косточковых культур, гусеницы выгрызали большие полости, забивая их экскрементами, тогда как в плодах яблони и сливы гусеницы проделывали лишь извилистые ходы. Но во всех случаях признаки повреждения семенной камеры гусеницами плодовой моли отсутствовали (рис. 5). При этом поврежденные гусеницами плоды айвы долгое время не загнивали после их сбора. Поэтому обнаружить плодную моль можно было только при тщательном осмотре плодов и вскрытии подозрительных экземпляров. Кроме того, авторами отмечено, что поврежденные гусеницами плоды айвы, оставшиеся на дереве, зачастую мумифицировались (Максимова, Даниленко, 2008).

В зависимости от климатических условий восточная плодовая моль развивается от двух до шести поколений в год: в Грузии — пять–шесть, в Азербайджане — четыре–пять, в южной части Украины и Молдавии — 3–4 (Акулов и др., 2013); в районе города Сочи, где вредитель был впервые обнаружен, развивается четыре поколения (Абрамов, 1967). В Абхазии этот вредитель развивается в шести и поколениях, из которых пять полных, шестое обычно частичное (Моисеева, 1973).

В условиях зоны достаточного увлажнения Ставропольского края, по результатам феромониторинга 2014 года, восточная плодовая моль развивается в четырех поколениях, что подтверждается многолетними наблюдениями (рис. 6). При этом чет-

вертое поколение плодовой моли, в зависимости от температурных показателей, может быть как полным, так и неполным. Однако практического значения это поколение не имеет, так как развитию яиц и гусениц препятствуют низкие ночные температуры.

С помощью феромонных ловушек можно определить не только численность и периоды лета бабочек наиболее вредных вредителей плодовых культур, но и видовой состав других чешуекрылых насекомых, присутствующих в обследуемом регионе.

Интенсивный лет бабочек перезимовавшего поколения приходился на третью декаду апреля — первую декаду мая. В это время происходит цветение садов и инсектицидные обработки исключены.

Периоды интенсивного лета восточной плодовой моли второго поколения приходятся на третью декаду мая — первую декаду июня. Именно это время является наиболее подходящим для проведения инсектицидных обработок. Если численность вредителя в саду высокая (в течение суток одной ловушкой отлавливается 4–7 самцов), сразу после цветения яблони следует провести 2 обработки с интервалом в 15–18 дней одним

из препаратов, рекомендованных «Списком пестицидов и агрохимикатов, разрешенных к применению на территории Российской Федерации» на данный период. При низкой численности восточной плодовой моли (менее 3 бабочек на 1 ловушку в сут-

це сентября — первой декаде октября в ловушки попадались единичные особи.

Одновременно с наблюдением за динамикой лета восточной плодовой моли проводилась работа по уточнению видовой состава чешуекрылых, привлекаемых феромоном этого вредителя. Синтезированный феромон не является специфичным для этого вида. Он активно привлекает и другие виды чешуекрылых (рис. 7).

В процессе феромониторинга было выявлено и идентифицировано 10 видов бабочек листоверток, относящихся к 5 трибам (таблица 1).

В большинстве случаев преобладают виды из трибы *Laspeyresini*, принадлежащие к родам *Pammene*, *Grapholitha*, а также три трибы *Olethreutini*, относящиеся к родам *Celypha* и *Hedya* (Медведев, 1978; СТО ВНИИКР 2.006-2010, 2010).

В различные периоды проведения феромониторинга встречаемость различных видов листоверток изменяется. Видовой состав зависит от биологических особенностей каждого вида, а также от климатических показателей в различные периоды времени (таблица 2). Наибольшее количество выявленных видов (10 видов) отмечалось в июле. Наименьшее количество — в апреле, августе и сентябре. В это время в феромонных ловушках было выявлено по 3 вида в течение каждого месяца. В октябре в ловушки попа-

Таблица 1 Видовой состав листоверток (*Tortricidae*), отлавливаемых на феромон восточной плодовой моли в условиях зоны достаточного увлажнения Ставропольского края

№ п/п	Триба	Латинское название	Русское название
1	Laspeyresini Плодовая моль	<i>Grapholitha molesta</i> (Busck)	Плодовая моль восточная
		<i>Grapholitha funebrana</i> Tr.	Плодовая моль сливовая
		<i>Grapholitha tenebrosana</i> Dup.	Плодовая моль шиповниковая
		<i>Pammene suspectana</i> Lienig et Zeller	-
2	Cnephasiini Листовертки серокрылые	<i>Cnephasia stephensiana</i> Dbld.	-
3	Olethreutini	<i>Celypha purpurana</i> Hw.	-
		<i>Hedya nubiferana</i> Haw.	Листовертка плодовая
		<i>Hedya pruniana</i> Hub.	Листовертка сливовая
4	Enarmoniini	<i>Enarmonia formosana</i> Scopoli	Листовертка подкорковая
5	Eucosmini Листовертки-бурильщики	<i>Epiblema scutulana</i> Den.	-

Таблица 2
Сезонная встречаемость видов листоверток (Tortricidae), отлавливаемых в феромонные ловушки в зоне достаточного увлажнения Ставропольского края

№ п/п	Наименование видов	Периоды проведения феромониторинга							
		апрель	май	июнь	июль	август	сентябрь	октябрь	
1	<i>Grapholitha molesta</i> (Busck)	+	+	+	+	+	+	+	
2	<i>Grapholitha funebrana</i> Tr.	-	+	+	+	+	+	-	
3	<i>Grapholitha tenebrosana</i> Dup.	-	+	+	+	-	-	-	
4	<i>Pammene suspectana</i> Lienig et Zell.	+	+	+	+	+	+	-	
5	<i>Epiblema scutulana</i> Den.	+	+	+	+	-	-	-	
6	<i>Сnephasia stephensiana</i> Dbld.	-	-	+	+	-	-	-	
7	<i>Hedya nubiferana</i> Haw.	-	-	-	+	-	-	-	
8	<i>Hedya pruniana</i> Hub.	-	-	-	+	-	-	-	
9	<i>Celypha purpurana</i> Hw.	-	-	-	+	-	-	-	
10	<i>Enarmonia formosana</i> Scopoli	-	-	+	+	-	-	-	

дались единичные особи восточной плодовой моли.

Часто встречающимися на протяжении всего сезона являются три вида: 1) сливовая плодовая моль *Grapholitha funebrana* Tr.; 2) восточная плодовая моль *Grapholitha molesta* (Busck); 3) *Pammene suspectana* Lienig et Zell. Лет этих видов, за исключением сливовой плодовой моли, наблюдался в период с апреля по сентябрь.

Редко попадались в феромонные ловушки три вида листоверток из трибы Olethreutini: 1) *Celypha purpurana* Hw.; 2) Листовертка пло-

При визуальном обследовании в частном секторе плодовых деревьев наибольшее количество поврежденных побегов выявлено на айве и вишне. Наименьшее количество — на яблоне, груше и сливе.

довая (*Hedya nubiferana* Haw.); 3) листовертка сливовая (*Hedya pruniana* Hub.). Численность этих видов была невелика. В среднем в одной феромонной ловушке численность самцов варьировала в пределах от 1 до 4 экземпляров.

При анализе видовой разнообразия листоверток в течение всего

периода активности (с апреля по октябрь) прослеживается крутая однопиковая кривая. С начала лета листоверток разнообразие имаго медленно увеличивается и достигает пика в июле, что отчетливо видно на графике (рис. 8).

С июля начинается спад видовой разнообразия имаго, в августе отмечается уменьшение числа летающих видов, а в сентябре происходит дальнейший спад разнообразия. С октября устанавливается устойчивая прохладная погода и лет листоверток постепенно прекращается.

Рис. 3. Среднее количество самцов, попавших в 1 ловушку в течение всего сезона в период с 1978 по 1982 годы в городах Кавказских Минеральных Вод (В.И. Максимова и др., 2008 г.)

Fig. 3. The average number of males caught per trap throughout the season between 1978 and 1982 in the towns of the Caucasian Mineral Waters Region (V.I. Maksimova et al., 2008)

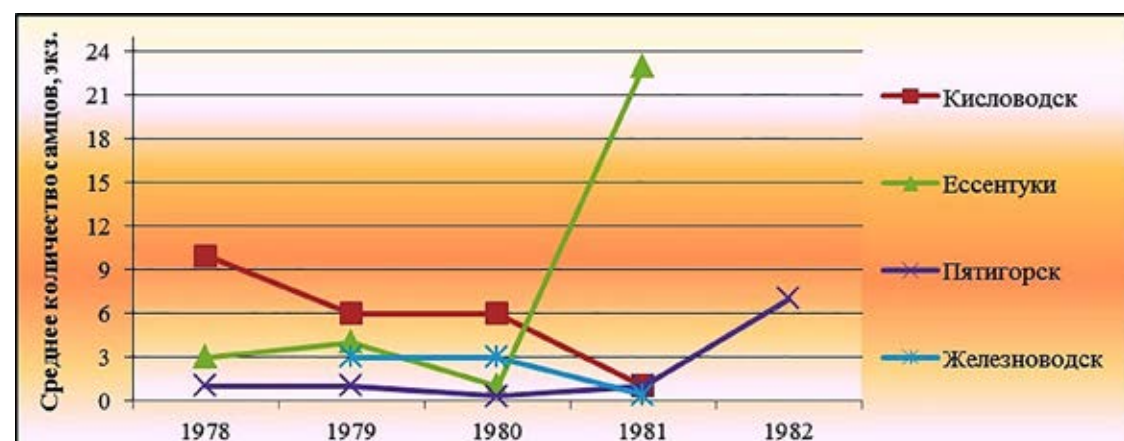


Рис. 4. Динамика численности восточной плодовой моли в г. Пятигорске (частный сектор) в период 1989–2007 гг.

Fig. 4. Dynamics of the Oriental fruit moth prevalence in Pyatigorsk (private housing district) between 1989 and 2007

Заключение

При визуальном обследовании в частном секторе плодовых деревьев наибольшее количество поврежденных побегов выявлено на айве и вишне. Наименьшее количество — на яблоне, груше и сливе. В условиях описанной климатической зоны гусеницы совершенно не повреждают листья. В период плодоношения гусеницами вредителя наиболее сильно по сравнению с остальными плодовыми деревьями повреждаются плоды айвы. В них они выгрызают большие полости, заполняя их экскрементами. В плодах яблонь, груш и слив гусеницы проделывали лишь извилистые ходы. Семенная камера гусеницами не повреждалась.

При проведении феромониторинга восточной плодовой моли в условиях зоны достаточного увлажнения Ставропольского края в 2014 году вредитель развивался в четырех поколениях. Наиболее многочисленными являлись второе и третье поколение.

Кроме восточной плодовой моли (*Grapholitha molesta* (Busck)) было выявлено и идентифицировано еще 9 видов листоверток. В большинстве случаев преобладали виды, относящиеся к родам *Grapholitha*, *Pammene*: сливовая плодовая моль (*Grapholitha funebrana* Tr.) и *Pammene suspectana* Lienig et Zell. В течение сезона лишь в июле в феромонных ловушках встречались единичные особи листоверток, относящиеся к родам *Celypha* и *Hedya*: *Celypha purpurana* Hw., листовертка плодовая (*Hedya nubiferana*

Haw.), листовертка сливовая (*Hedya pruniana* Hub.).

Таким образом, с помощью феромонных ловушек можно определить не только численность и периоды лета бабочек наиболее вредных вредителей плодовых культур, но и видовой состав других чешуекрылых насекомых, присутствующих в обследуемом регионе. Используя эти данные можно своевременно организовывать эффективную борьбу с вредителями плодовых культур.

Литература

- Абрамов И. Метод обследования садов на восточную плодовую моль. Инструкция. г. Белореченск. Краснодарское управление по печати, 1967. 6 с.
- Агроклиматическое районирование Ставропольского края. ФГБУ «Северо-Кавказское УГМС» (Ставропольский ЦГМС) [Электронный ресурс]. URL: <http://www.meteor.ru/agro.shtml> (дата обращения 06.04.2015).
- Акулов Е.Н., Белякова О.В., Кириченко Н.И. обнаружение восточной плодовой моли на юге Сибири // Защита и карантин растений, № 10, 2013. С. 34-37.
- Выявление, локализация и ликвидация очагов восточной плодовой моли // Инструкция. М.: ВНИИКР, 1991. 28 с.
- Енукидзе Н.Б. Восточная плодовая моль *Grapholitha molesta* (Busck) в Абхазии // Карантин растений (методические рекомендации). М.: Колос, 1972. № 4. С. 12–19.

6. Инструкция по выявлению, локализации и ликвидации очагов восточной плодовой моли. Минсельхоз СССР.

7. Лещинский И.С. Указания по выявлению, локализации и ликвидации очагов восточной плодовой моли и средиземноморской плодовой мухи в Ставропольском крае. Пятигорск, 1965 г. 12 с.

8. Максимова В.И., Даниленко Е.А. Многолетний мониторинг за восточной плодовой молью // Защита и карантин растений, № 7, 2008. С. 24–25.

9. Медведев Г.С. Определитель насекомых Европейской части СССР. Л.: Наука, 1978, т. IV, ч. 1, 711 с.

10. Методика полевых испытаний биологической активности феромона восточной плодовой моли *Grapholitha molesta* (Busck). М., 2009.

11. Моисеева З.А. Восточная плодовая моль / З.А. Моисеева. Восточная плодовая моль. М.: Колос, 1973. 7 с.

12. Савитиков Ю.Ф., Сметник А.И. Справочник по вредителям, болезням растений и сорнякам, имеющим карантинное значение для территории Российской Федерации. Нижний Новгород: Арника, 1995. 231 с.

13. Стандарт организации СТО ВНИИКР 2.006-2010 «Восточная плодовая моль *Grapholitha molesta* (Busck). Методы выявления и идентификации», 2010. 53 с.

14. Справочник по карантинному фитосанитарному состоянию территории Российской Федерации на 1 января 2014 г. Под ред. А.А. Исаева. М., 2014 [Электронный ресурс]. URL: http://urns-rm.ru/assets/files/Legal_base/perechen_karantinnyh_fitosanitarnyh_zon.pdf (дата обращения 20.04.2015).

MONITORING OF THE ORIENTAL FRUIT MOTH and Analysis of the Diversity of the Closely Related Species in the Family Tortricidae in the Area of Sufficient Humidity in Stavropol Krai

Elena A. Danilenko, Specialist of FGBU VNIKR's Pyatigorsk Branch

Sergey V. Pimenov, Chief of the Testing Laboratory of FGBU VNIKR's Pyatigorsk Branch

Introduction

Tortrix moths belong to one of the largest families of lepidopterous insects. These moths throughout their life are heavily dependent on terrestrial plants. The dependence of the insect phenology on that of the host developed over a long period of time. Characteristics of the development cycles in tortrix moths determine the difference in the duration and time of adult flight, and thus, occurrence of various species at the imaginal stage during a given period of time.

Study of the tortrix moth phenology including the Oriental fruit moth, a pest of limited distribution in Russia, is important both from the academic and practical perspectives for forecasting its emergence under natural conditions.

This species causes significant damage. In Europe, the Oriental fruit moth destroys up to 90% and 50% of shoots and fruit of peach and pear, respectively. In China, the pest damages 70% of quince and pear and almost 100% of late and medium peach varieties. Plums, apples, medlars and apricots are affected to a much lesser degree (Savotikov, Smetnik, 1995).

The Oriental fruit moth was introduced into Europe, Asia and Australia from East Asia where it originates. In Russia, the pest was first reported in 1964 in the city of Sochi and Tuapse region of Krasnodar krai (Abramov, 1967; Ekunidze, 1972; Leshinsky, 1965).

In the Russian Federation, the Oriental fruit moth is currently considered a quarantine species of limited distribution (VNIKR Technical Standard 2.006-2010, 2010).

In 2014, the pest outbreaks were reported in 11 southern regions of Russia including Stavropol krai and Kaliningrad region situated in the west of Russia. High adaptability of the Oriental fruit moth is confirmed by its spread into the Siberian regions. In 2010-2012, the pest was first intercepted in the south of Krasnodar krai and in Khakassia. Currently, a quarantine area of 28.2 ha has been demarcated in Krasnodar krai (Akulov et al., 2013; Reference Book, 2014).

Research objectives

The main objectives of the research activities in 2014 were as follows:

- 1) updating the Lepidoptera species diversity and monitoring flight dynamics of the Oriental fruit moth in the areas of sufficient humidity in Stavropol krai;
- 2) visual survey of the fruit crops growing in this area with a view to identify the population density of the Oriental fruit moth larvae.

Conditions, materials and methods

By their agro-climatic characteristics, the resort towns making up the Caucasian Mineral Waters Region and

Predgorny district are part of the sufficient-humidity area. It also includes Georgievsk, Kirov and Mineralovodsk administrative regions (Agroclimatic zoning, 2015).

Therefore, traps were installed in residential areas in the above mentioned administrative regions: the city of Pyatigorsk (private housing districts), in the village of Sadovoe (Predgorny district), in the village of Zolskaya (Kirov region) and in the village of Lysogorskaya (Georgievsk region).

We used pheromone Delta traps made of laminated paper of 19 × 13 × 12.5 cm with a sticky adhesive sheet of 18 × 12 cm with a special Uniflex compound (made in the Republic of Belarus) (Fig. 1). A dispenser with the synthetic sex pheromone of the Oriental fruit moth ((Z)-8-dodocetyl acetate- and (E)-8-dodocetyl acetate- and (Z)-8-dodecenol) was placed on the sticky adhesive sheet (Guidelines, 2009).

Pheromone monitoring of Lepidoptera started when the average daily temperature exceeded 12 °C which is the temperature threshold for the commencement of the first generation moth flight (Detection, 1991). In the survey area, such temperatures were observed in early-mid April over the period of several years. Numbered traps were deployed in triple replications on pome and stone species (apple, quince, plum and cherry) in the

canopy of trees 1.5–2 meters above the ground in a randomized block design. To obtain reliable results, removal and counting of trapped moths was carried out for a total of 18 times during the experiment.

The trapped moths were counted every ten days; data was recorded in a logbook and used to plot a flight dynamic graph. The identification of the pest was performed based on male genitalia (Medvedev, 1978; FGBU VNIKR Technical Standard 2.006-2010, 2010). Along with the trap deployment, registration of typical damage signs such as wilting of apical leaves and exudation of gum on fruit and twigs was also performed. When pome fruit were maturing, fruit drops were collected for detection of the pest.

Results and discussion

In Stavropol krai, the Oriental fruit moth was first intercepted using pheromone traps and identified in the city of Mineralnye Vody in August 1977.

Fig. 5. Quince fruit damaged by the Oriental fruit moth (photo by E.A. Danilenko)

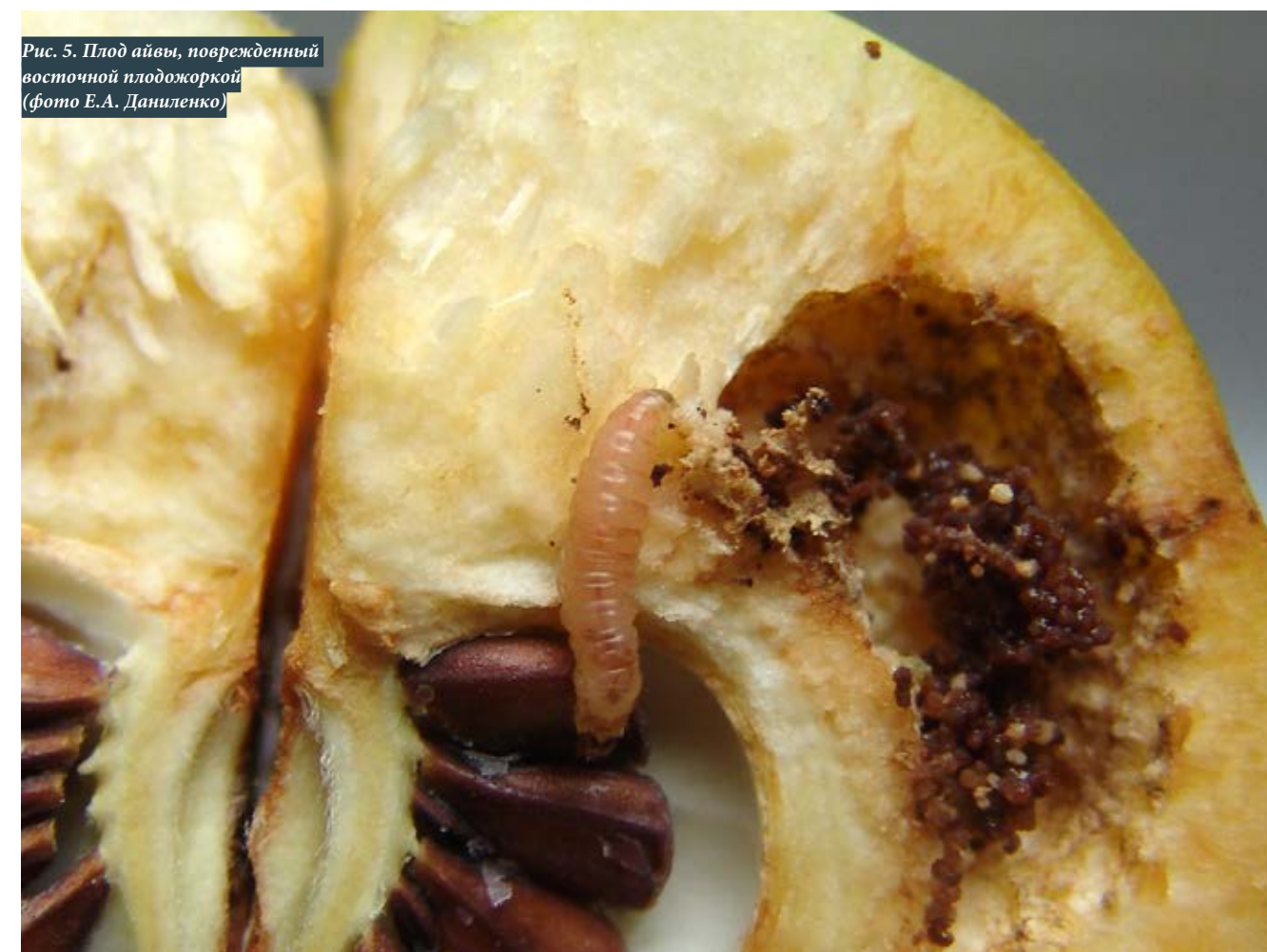


Рис. 5. Плод айвы, поврежденный восточной плодовой жоржкой (фото Е.А. Даниленко)

Based on the fact that throughout the season only single males were trapped, outbreaks of the pest must have formed primarily in urban areas and not long before their detection. Outbreaks were located in the market and railway station areas. The pest was likely to have been introduced with infested fruits from the neighboring regions. Over the

In the Russian Federation, the Oriental fruit moth is currently considered a quarantine species of limited distribution.

years, only a slight increase in the pest prevalence was observed, except for the city of Mineralnye Vody where single pests were trapped in all the traps deployed (Fig. 2).

In 1983, on average as many as 232 males were trapped per trap throughout the season. In 1984–1987, the pest prevalence in the city of Mineralnye Vody continued to increase, and during the season an average of 260, 270, 337 and 259 males, respectively, were captured per trap. The relatively rapid

establishment of the pest in the city of Mineralnye Vody is attributable to more favorable weather conditions than those in the other cities (Maksimova, Danilenko, 2008).

Long-term surveys showed that the area of the pest distribution gradually expanded. This species was intercepted in pheromone traps installed in private housing districts both in the resort towns of the Caucasian Mineral Waters Region and Predgorny district. Over the years, the prevalence of the pest increased or decreased depending on weather conditions. Despite the fact that males were first trapped in 88% of smallholdings in Kislovodsk and 77% in Yessentuki, there was no noticeable increase in the prevalence of the pest during 1978–1980. No sooner than in 1981, a dramatic increase in the number of males per trap, namely up to 24 individuals per trap, was observed in the city of Yessentuki. Unfortunately, we have no data on the flight dynamics of the pest in subsequent years. Based on information on the current spread of the pest, we can assume that its distribution area gradually increased. Over the years, the pest distribution was

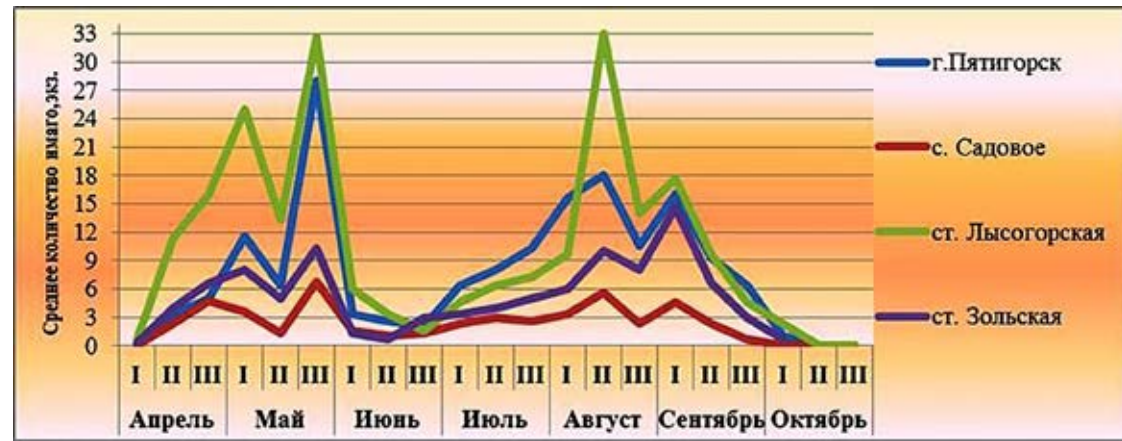


Fig. 6. Flight dynamics of the Oriental fruit moth adults in the area of sufficient humidity in 2014

Рис. 6. Динамика лета имаго восточной плодовой моли в зоне достаточного увлажнения в 2014 году

facilitated by 1) warm winters that had a positive effect on the overwintering potential of the pest; 2) the availability of food resources; 3) adaptation to natural factors in the region (Fig. 3).

During the surveys in the private housing districts in the city of Pyatigorsk, males were trapped in 46% of the surveyed smallholdings. Further observations showed that the prevalence of the pest remained relatively low until 1994 (Fig. 4). Over the years, the number of males per trap varied from 12 to 34 individuals. Decreased number of trapped males in 1994 and 1995 may

be explained by low temperatures in February in the first case (the average temperature in mid-February dropped to -11.8°C) and significant temperature changes in spring in the second case.

Favorable conditions in 1997 (a relatively warm winter and the temperature close to the long-term average during the growing period) contributed to increase in the pest prevalence. It increased even more during the hotter summer of 1998 and remained the same over the next five years and then increased in 2001 which saw warmer temperatures than the long-term average.

During 2004, 2006 and 2007, the prevalence of the pest was relatively high. The maximum number of trapped males was observed in 2007 and amounted to 220 individuals per trap (Maksimova, Danilenko, 2008).

Unlike other species of tortrix moths, *Grapholitha molesta* is capable of damaging not only fruit but also young shoots, ovaries of stone and pome crops: peach, apricot, plum, pear, apple, cherry, quince, hawthorn, cherry-laurel, etc. (Yenukidze, 1972).

According to N.E. Yenukidze (1972), in Abkhazia younger larvae damaged not only shoots but also leaves of fruit trees, particularly quince. They skeletonized leaf blades, made holes inside the midrib and covered them with webs. Older larvae often damaged the base of the petiole penetrating to the depth of 1.54 cm. Gummosis occurred at damaged sites and larva rapidly abandoned the leaves (Yenukidze, 1972).

Table 1
Species composition of tortrix moths (Tortricidae) attracted by the Oriental fruit moth pheromone in the areas of sufficient humidity in Stavropol krai

№	Tribe	Latin name	English common name
1	Laspeyresiini	<i>Grapholitha molesta</i> (Busck)	Oriental fruit moth
		<i>Grapholitha funebrana</i> Tr.	Plum fruit moth
		<i>Grapholitha tenebrosana</i> Dup.	Deep brown piercer
		<i>Pammene suspectana</i> Lienig et Zeller	Ash-bark piercer
2	Cnephasiini	<i>Cnephasia stephensiana</i> Dbld.	Grey tortrix
3	Olethreutini	<i>Celypha purpurana</i> Hw.	-
		<i>Hedya nubiferana</i> Haw.	Green budworm
		<i>Hedya pruniana</i> Hub.	Plum tortrix
4	Enarmoniini	<i>Enarmonia formosana</i> Scopoli	Cherry bark tortrix
5	Eucosmini	<i>Epiblema scutulana</i> Den.	Thistle bell

Pheromone traps can be used not only to determine the pest prevalence and moth flight period of the most harmful pests of fruit crops but also other Lepidoptera species present in the area under the survey.

Based on our observations, during the surveys of fruit trees in the private housing districts, the largest number of damaged shoots was detected on quince and cherry trees, the smallest number — on apple, pear and plum. However, no leaf blades were affected by larvae in all the surveyed fruit trees.

According to V.I. Maksimova and E.A. Danilenko (2008), in the private housing districts of the Caucasian Mineral Waters Region cities, larvae were detected only on peaches and only occasionally damaged quince fruits. Between 2006 and 2007, damage to quince shoots was observed, as well. Quince fruit were damaged by 30–70%. Expansion of the host range is attributable to the increased pest prevalence during this period (Maksimova, Danilenko, 2008).

Research conducted by N.E. Yenukidze in the Republic of Abkhazia in 1965–1969 showed that the flesh of damaged quince fruit was filled with larval excrements and the entire seed cavity was eaten out. Damage to apple and pear fruit was relatively smaller, whereas both the flesh and seed cavities

were significantly damaged (Yenukidze, 1972).

V.I. Maksimova and E.A. Danilenko (2008) observed that in quince fruit, firmer-fleshed than other pome and stone fruits, larvae more often ate out cavities, filling them with their excrements, while in apple and plum fruit, larvae only made wavy holes. But in all cases, there were no signs of larval damage to seed cavities (Fig. 5).

But damaged quince fruit did not rot for a long time after harvest. Therefore, the pest could only be detected by careful examination of fruit and dissection of suspicious ones. Moreover, the authors observed that quince fruit damaged by larvae remaining on trees often mummified (Maksimova, Danilenko, 2008).

Depending on climatic conditions, the Oriental fruit moth produces 2–6 generations a year: in Georgia — 5–6, in Azerbaijan — 4–5, in the southern part of Ukraine and Moldova — 3–4 (Akulov et al., 2013); in the vicinities of the city of Sochi where the pest was first intercepted it produces four generations (Abrams, 1967). In Abkhazia, the pest

Table 2
Seasonal occurrence of tortrix moths (Tortricidae) trapped in pheromone traps in the areas of sufficient humidity in Stavropol krai

№	Name	Period of pheromone monitoring						
		April	May	June	July	August	September	October
1	<i>Grapholitha molesta</i> (Busck)	+	+	+	+	+	+	+
2	<i>Grapholitha funebrana</i> Tr.	-	+	+	+	+	+	-
3	<i>Grapholitha tenebrosana</i> Dup.	-	+	+	+	-	-	-
4	<i>Pammene suspectana</i> Lienig et Zell.	+	+	+	+	+	+	-
5	<i>Epiblema scutulana</i> Den.	+	+	+	+	-	-	-
6	<i>Cnephasia stephensiana</i> Dbld.	-	-	+	+	-	-	-
7	<i>Hedya nubiferana</i> Haw.	-	-	-	+	-	-	-
8	<i>Hedya pruniana</i> Hub.	-	-	-	+	-	-	-
9	<i>Celypha purpurana</i> Hw.	-	-	-	+	-	-	-
10	<i>Enarmonia formosana</i> Scopoli	-	-	+	+	-	-	-

develops six complete generations with the fifth being incomplete (Moiseeva, 1973).

In the areas of sufficient humidity in Stavropol krai, based on the results of the pheromone monitoring carried out in 2014, the moth produced four generations as evidenced by long-term observations (Fig. 6). The fourth generation may be complete or incomplete depending on the temperature. However, this generation is of no practical importance, since its egg and larva development is inhibited by low night temperatures.

Active moth flight of the overwintered generation occurs in late April — early May. During this period, the flowering stage occurs and insecticidal treatment shall not be carried out.

Active flight of the second-generation moths occurs in late May — early June. This period is the most suitable for the application of insecticide treatments. If the pest prevalence in the garden is high (4–7 males per trap per day), two treatments with a product recommended on the List of pesticides and agrochemicals approved for use in the Russia Federation should be carried out 15–18 days apart immediately after flowering of apple trees.

If the pest prevalence is low (less than 3 moths per trap per day), sticky pheromone traps can be installed to create 'male vacuum': 50 traps/ha in industrial gardens or 2 traps/100 m² in private gardens and other types of smallholdings. Sticky sheets in traps are replaced



Рис. 7. Клеевой вкладыш феромонной ловушки с пойманными бабочками (фото Е.А. Даниленко, 2014 г.)

Fig. 7. A sticky sheet of a pheromone trap with trapped moths (photo by E.A. Danilenko, 2014)

as soon as they are fully covered with insects.

The third generation moth flight is prolonged as compared with that of the first and second generation moths. In 2014, the third generation moth flight peaked in mid-August. The fourth generation moth flight occurred in September and peaked early in the month. Then, the pest prevalence began to decline, and in late September — early October, single individuals were found in the traps.

Along with the study of the flight dynamics of the Oriental fruit moth, we also worked on updating the Lepidoptera species composition attracted by the pheromone of this pest. The synthetic pheromone is not specific for this species. It also actively attracts other moth species (Fig. 7).

Ten species of tortrix moths belonging to five tribes (Table 1) were detected and identified during the pheromone monitoring.

In the majority of cases, the most prevalent were moth species of the tribe *Laspeyresini* belonging to the genera

Pammene and *Grapholitha*, as well as three species of the tribe *Olethreutini* belonging to the genera *Celypha* and *Hedya* (Medvedev, 1978; VNIKR Technical Standard 2.006-2010, 2010).

The occurrence of various moth species during the pheromone monitoring varied. The species composition depends on the species biology as well as the climatic conditions during various periods of time (Table 2).

The greatest number of the detected species (10 species) was observed in July, the lowest — in April, August and

During the visual examination of fruit trees in private housing districts, the highest number of damaged shoots was detected on quince and cherry, the lowest number — on apple, pear and plum.

September. During this period, three species were trapped every month. In October, single individuals were trapped.

Three species frequently occurred throughout the season: 1) the plum fruit moth *Grapholitha funebrana* Tr.; 2) the Oriental fruit moth *Grapholitha molesta* (Busck); 3) *Pammene suspectana* Lienig et Zell. The flight period of these

species, except for the plum fruit moth, lasted from April till September.

Three tortrix moth species of the tribe *Olethreutini* were rarely trapped in the pheromone traps: 1) ash-bark piercer *Celypha purpurana* Hw.; 2) green budworm moth (*Hedya nubiferana* Haw.); 3) plum tortrix (*Hedya pruniana* Hub.). The prevalence of these species was low. The average number of males per trap varied from 1 to 4 individuals.

The study of the species diversity of tortrix moths throughout the period of their activity (between April and Octo-

ber) reveals a steeply sloping curve with a single-peak. Since the beginning of the flight activity, the adult diversity slowly increases and peaks in July which is clearly shown on the graph (Fig. 8).

Starting from June, the species diversity declines, and by August the decreased number of flying species is observed. In September, the species diversity continues to decline. In October,

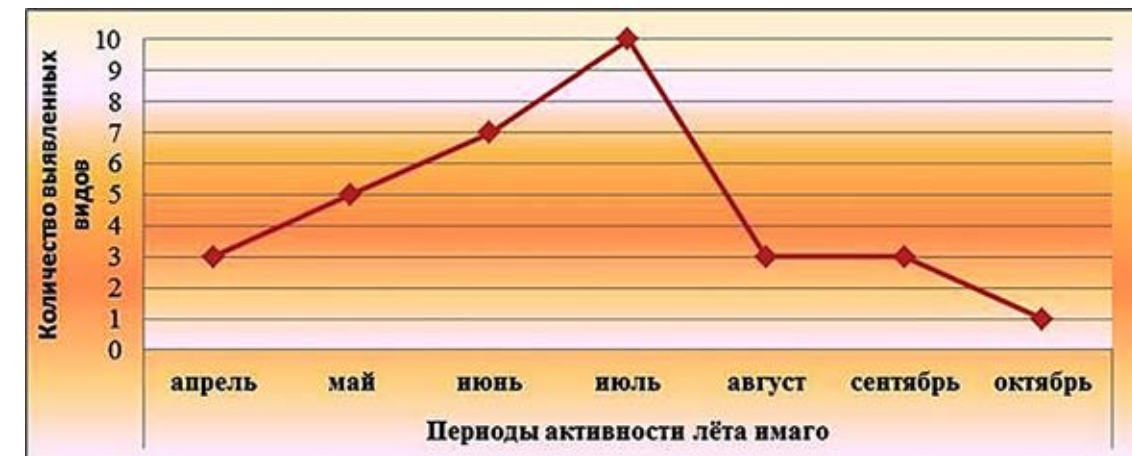


Fig. 8. Seasonal dynamics of tortrix moths in the area of sufficient humidity in Stavropol krai

Рис. 8. Сезонная динамика лета листоверток в зоне достаточного увлажнения Ставропольского края

cold weather sets in and the flight of tortrix moth gradually stops.

Conclusion

During the visual examination of fruit trees in private housing districts, the highest number of damaged shoots was detected on quince and cherry, the lowest number — on apple, pear and plum. Under the conditions of the described climate zone, larvae did not damage leaves. During the fruiting period, the most significant larval damage was caused to quince fruits as compared with other fruit trees. In quince fruits, larvae ate out cavities and filled them with excrements. In apple, pear and plum fruit, larvae only made wavy holes. Larva did not damage seed cavities.

During the pheromone monitoring in the area of sufficient humidity in Stavropol krai performed in 2014, the pest produced four generations. The second and third generations were most prevalent.

Along with the Oriental fruit moth (*Grapholitha molesta* (Busck)), nine species of tortrix moths were detected and identified. Most prevalent were species belonging to the genera *Grapholitha* and *Pammene*: the plum fruit moth (*Grapholitha funebrana* Tr.) and ash-bark piercer *Pammene suspectana* Lienig et Zell. During the season, only single individuals of the species belonging to the genera *Celypha* and *Hedya* — *Celypha purpurana* Hw., the green budworm moth (*Hedya nubiferana* Haw.) and plum tortrix (*Hedya pruniana* Hub.) were trapped in July.

Thus, pheromone traps can be used not only to determine the pest prevalence and moth flight period of the most harmful pests of fruit crops but also other Lepidoptera species present in the area under the survey. These data can be used to carry out timely and effective control of fruit pests.

References

1. A. Abramov. Survey methods for the Oriental fruit moth in gardens. Belorechensk. Krasnodar Publications Department, 1967. P. 6, available in Russian only.
2. Agroclimatic Zoning of Stavropolop Krai. FSBI "North-Caucasian AHM" [Online resource]. URL: <http://www.meteo.stv.ru/agro.shtml> (accessed on 06.04.2015, available in Russian only).
3. E.N. Akulov, O.V. Belyakov, N.I. Kirichenko. Interception of the Oriental fruit moth in the south of Siberia // Plant Protection and Quarantine, № 10, 2013. Pp. 34–37, available in Russian only.
4. Detection, containment and eradication of the Oriental fruit moth outbreaks. // Instruction. M.: VNIKR, 1991. P. 28, available in Russian only.
5. N.B. Yenukidze. The Oriental Fruit Moth *Grapholitha molesta* (Busck) in Abkhazia // Plant Quarantine (Guidelines). M.: Kolos, 1972. № 4. Pp. 12–19, available in Russian only.
6. Guidelines on Detection, Containment and Eradication of the Oriental Fruit Moth Outbreaks. USSR Ministry of Agriculture, available in Russian only.
7. I.S. Leshinsky. Guidelines on Detection, Containment and Eradica-

tion of Outbreaks of the Oriental Fruit Moth and Mediterranean Fruit Fly in Stavropol Krai. Pyatigorsk, 1965. P. 12, available in Russian only.

8. V.I. Maksimova, E.A. Danilenko. Long-term monitoring of the Oriental Fruit Moth // Plant Protection and Quarantine, № 7, 2008. P. 24–25, available in Russian only.

9. G.S. Medvedev. Keys to the Insects of the European Part of the USSR. L.: Nauka, 1978, vol. IV, part 1, p. 711, available in Russian only.

10. Guidelines on Field Trials of the Biological Activity of the Oriental Fruit Moth Pheromone *Grapholitha molesta* (Busck). M., 2009, available in Russian only.

11. Z.A. Moiseeva. Oriental Fruit Moth. M.: Kolos, 1973. P. 7, available in Russian only.

12. Y.F. Savotikov, A.I. Smetnik. Handbook on Pests, Plant Diseases and Weeds of Quarantine Importance for the Russian Federation. Nizhny Novgorod: Arnica, 1995. P. 231, available in Russian only.

13. VNIKR Technical Standard 2.006-2010. The Oriental Fruit Moth *Grapholitha molesta* (Busck). Detection and Identification Methods, 2010. P. 53, available in Russian only.

14. Reference Book on the Quarantine Phytosanitary Condition of the Territory of the Russian Federation as of January 1, 2014, Ed. by A.A. Isayev. M., 2014. URL: http://urnrm.ru/assets/files/Legal_base/perechen_karantinnyh_fitosanitarnyh_zon.pdf (accessed on 20.04.2015, available in Russian only).

КЛАССИФИКАЦИЯ фитопатогенных бактерий при помощи ДНК-маркера ФИР

Кевин Л. Шнейдер¹, Глоримар Марреро¹,

Энн М. Алварез², Гернот Г. Престинг¹

¹ Молекулярные биологические науки и биоинженерия,
Гавайский университет Маноа, Гонолулу, Гавайи, Соединенные Штаты Америки

² Защита растений и окружающей среды,
Гавайский университет Маноа, Гонолулу, Гавайи, Соединенные Штаты Америки

ДНК-маркер, который позволяет различать бактерии, поражающие растения, на видовом уровне и ниже, был получен путем сравнения шести секвенированных геномов рода *Xanthomonas*, которому принадлежит множество важных фитопатогенов. Этот ДНК-маркер содержит часть фактора инициации репликации *dnaA* (ФИР). В отличие от рРНК-генов, *dnaA* — однокопийный ген в подавляющем большинстве секвенированных бактериальных геномов, и для амплификации ФИР требуются родоспецифичные праймеры. Компьютерное моделирование биологического эксперимента показало, что ФИР имеет равную или большую способность различать близкородственные виды *Xanthomonas*, чем широко используемая область рибосомного межгенного спейсера (МГС). Кроме того, в наборе из 263 штаммов *Xanthomonas*, *Ralstonia* и *Clavibacter* ФИР-маркер был напрямую секвенирован в обоих направлениях с коэффициентом результативности примерно на 16% выше, чем при секвенировании МГС. ФИР-структуры для *Xanthomonas*, *Ralstonia* и *Clavibacter* были построены при помощи 682 эталонных штаммов, представляющих различные виды, подвиды, патовары, расы, растения, являющиеся хозяевами, и географические регионы. Эти структуры содержали в общей сложности 109 различных ФИР-последовательностей.

ФИР-последовательности выявили подвидовые группировки, но не подтвердили принадлежность штаммов *X. campestris* или *X. axonopodis*

к патоварам, к которым их в настоящее время относят; штаммы *R. solanacearum* также не были отнесены к соответствующим расам, что подтверждает предыдущие выводы о том, что распределение по расам и патоварам не всегда отражает генетические связи. ФИР-маркер также был секвенирован для 24 эталонных штаммов из трех родов энтеробактерий: *Pantoea*, *Pectobacterium* и *Dickeya*.

ФИР-последовательности семидесяти ранее неклассифицированных штаммов *Ralstonia*, *Clavibacter*, *Pectobacterium* и *Dickeya* совпали или оказались схожими с ФИР-последовательностями известных эталонных штаммов, что наглядно демонстрирует полезность генетических структур для классификации бактерий ниже видового уровня и быстрого сопоставления неизвестных изолятов с эталонными штаммами.

Структуры ФИР-последовательностей даны в электронной базе данных «RIFdb». Данные могут быть запрошены как в формате хроматограммы, так и в формате FASTA (текстовый формат для нуклеотидных или полипептидных последовательностей), и могут быть использованы в целях проведения диагностики при помощи ФИР-последовательностей, полученных из неизвестных штаммов.

Ежегодный ущерб от потерь урожая ввиду заражения бактериальными фитопатогенами составляет миллиарды долларов США (по данным Baker et al., 1997). Быстрая и точная идентификация бактериальных фитопатогенов — насущная необ-

ходимость для современного сельскохозяйственного производства. Быстрая и точная идентификация позволяет принимать обоснованные решения о проведении необходимых, но дорогостоящих мер борьбы, включающих как карантинные меры, так и уничтожение зараженного растительного материала на поле (Gottwald et al., 2001; Hawks, 2005). В род *Xanthomonas* входят одни из наиболее важных бактериальных патогенов растений, которые в общей сложности поражают 392 растения-хозяина (Hayward, 1993).

К родам *Clavibacter*, *Ralstonia*, *Pseudomonas*, *Dickeya*, *Erwinia*, *Pantoea*, *Pectobacterium* и *Xylella* также относятся важные виды фитопатогенных бактерий (Denny, 2006; Eichenlaub et al., 2006; Simpson et al., 2000; Bakker et al., 2007; Samson et al., 2005; Hauben et al., 1998; Gavini et al., 1989; Garrity et al., 2005). Фитопатогены *X. oryzae* рв. *oryzae* и *R. solanacearum* (Rs) раса 3 биовар 2 считаются наиболее опасными вредителями сельскохозяйственных культур в США (Hawks, 2005). Таксономическая категоризация бактерий основывается на множестве различных методов классификации. С развитием диагностических методов бактериальные штаммы были повторно классифицированы и отнесены к другим подвидам, видам и даже родам (Eichenlaub et al., 2006; Hauben et al., 1998; Gavini et al., 1989; Garrity et al., 2005; Vauterin et al., 1995; Buddenhagen et al., 1964; Jones et al., 2004; Schaad et al., 2006; Young et al., 2001; Fegan et al., 1998; Fegan et

Быстрая и точная идентификация бактериальных фитопатогенов — насущная необходимость для современного сельскохозяйственного производства.

al., 2005; Normand et al., 1996; Ma et al., 2007; Young et al., 2007; Prior et al., 2005; Castillo et al., 2007; Young et al., 2008; Parkinson et al., 2007; Parkinson et al., 2009).

Например, расовая принадлежность *Xanthomonas pathovars* и *Ralstonia solanacearum* была основана на методе учета растения-хозяина и продуцируемых симптомов. Но этот метод определения принадлежности замещают современные методы, основанные на ДНК (Young et al., 2001). Эти методы применяли для проведения повторной классификации некоторых патоваров *X. axonopodis* по различным видам и подвидам (Jones et al., 2004; Schaad et al., 2006) (например, *X. axonopodis* рв. *vesicatoria* тип С был переклассифицирован как *X. perforans* по результатам проведения ДНК-ДНК-гибридизации).

Также такие методы, как секвенирование 16S рДНК, ДНК-ДНК-гибридизация и другие методы, основанные на генетических и фенотипических свойствах, уже применяют для переклассификации некоторых видов *Pseudomonas*, *X. maltophilia*, *Erwinia chrysanthemi*, *E. carotovora* и *E. herbicola* в виды *Ralstonia*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Dickeya*, *Pectobacterium* и *Pantoea agglomerans* соответственно (Samson et al., 2005; Hauben et al., 1998; Gavini et al., 1989; Garrity et al., 2005; Yabuuchi et al., 1995). Методы идентификации видов на основе ДНК надежны и эффективны, о чем свидетельствует большое количество проводимых на данный момент работ по баркодированию ДНК (Frézal et al., 2008).

При баркодировании ДНК последовательности одного участка, представляющего собой генетический маркер, соотносят с эталонными штаммами, которые были ранее идентифицированы таксономистами. Используемый маркер специфичен для ряда организмов-мишеней. Для животных генетическим штрихкодом является участок быстро развивающегося митохондриального гена цитохромоксидазы (CO1) (Hebert et al., 2003). Для идентификации водорослей в качестве ДНК-штрихкода

предложен универсальный плазмидный ампликон — участок хлоропластного генома, вычисленный при помощи ЭВМ (Presting, 2006), который может быть амплифицирован в фотосинтезирующих организмах, будь то цианобактерии, красные, бурые, золотистые и зеленые водоросли или высшие растения (Sherwood et al., 2007). Этот штрихкод показал свою практическую применимость как для исследования биоразнообразия, так и для отбора проб из окружающей среды (Wang et al., 2009; Sherwood et al., 2008).

Ввиду оперативности ПЦР и низкой стоимости секвенирования полученных ампликонов идентификация бактерий на основе ДНК-маркеров стала практичным методом, который замещает традиционные методы классификации, основанные на проведении трудоемких биохимических и биологических анализов. Наиболее широко используемые маркеры получены из рибосомных генов, отчасти потому, что эти гены могут быть амплифицированы в большинстве видов при помощи универсальных праймеров (Normand et al., 1996). Последовательности 16S рДНК были определены для более одного миллиона отдельных штаммов и экологических проб на веб-ресурсе <http://rdp.cme.msu.edu> (Cole et al., 2009).

Также более 18 000 последовательностей внутреннего тринскрибированного спейсера (ITS), который расположен между 16S и 23S рДНК, доступны в базе данных «GenBank» (Benson et al., 1999). Последовательности этих двух маркеров используют для идентификации фитопатогенов и исследования популяционного разнообразия (García-Martínez et al., 1999; Gurtler et al., 1996; Kang et al., 2010). Тем не менее, последовательности 16S ДНК не всегда могут быть эффективны для различения видов внутри рода, и даже более вариабельные последовательности внутреннего тринскрибированного спейсера не эффективны для различения многих родов ниже видового уровня (García-Martínez et al., 1999). Kang et al. (2010) доказано, что в более чем 80% исследованных граммотрицатель-

ных и грамположительных бактерий (639 из 782 штаммов) присутствуют многочисленные копии генов 16S и 23S рДНК.

Прямое секвенирование ампликонов рДНК из генома, содержащего различные аллели (как было выявлено Kang et al. (2010) в 415 из 782 штаммов), приводит к ухудшению качества полученных последовательностей. Этот недостаток на сегодняшний день устраняется применением двух трудоемких процедур — выделением отдельных ампликонов из агарозного геля (Wilton et al., 1997) и клонированием ампликонов. ДНК-маркеры, полученные из облигатных генов, используют по отдельности или совместно для установления филогенетических связей между бактериями (Ma et al., 2007; Young et al., 2007; Prior et al., 2005; Castillo et al., 2007; Young et al., 2008; Parkinson et al., 2007; Parkinson et al., 2009). Для амплификации этих генов обычно необходимы родоспецифичные праймеры. Облигатные гены проходят стабилизирующий отбор и поэтому более точно отражают генетические взаимосвязи между штаммами, чем гены, проходящие позитивный отбор (Urwin et al., 2003). Гены, проходящие стабилизирующий отбор, также менее подвержены горизонтальному переносу, чем другие гены, например, связанные с патогенностью. Тем не менее, даже облигатные гены могут подвергнуться горизонтальному переносу, о чем свидетельствуют явления рекомбинации внутри гена *guyB* у видов бактерий из рода вибрионов (Pascual et al., 2010).

Идеальный ДНК-маркер для классификации и идентификации бактерий более вариабельный, чем участки рДНК, присутствующие во всех организмах-мишенях как единичная копия гена на геном, мало подвержен горизонтальному переносу и амплифицируется при помощи универсальных праймеров. Попытки получить универсальные праймеры из участков, не принадлежащих рДНК, оказались безуспешными (Santos et al., 2004), вероятно, ввиду значительного разнообразия и быстро развивающейся природы бактериальных геномов. Мы использовали шесть полностью секвенированных геномов четырех видов рода *Xanthomonas* (da Silva et al., 2002; Qian et al., 2005;

Lee et al., 2005; Thieme et al., 2005) для выявления при помощи ЭВМ маркера, который будет применяться для классификации близкородственных штаммов бактерий.

Маркер фактора инициации репликации (ФИР) участка однокопийного гена *dnaA* оказался наилучшим маркером для различения близкородственных штаммов рода *Xanthomonas*. Мы секвенировали ФИР для 706 штаммов шести фитопатогенных родов из различных коллекций. Эти структуры ФИР доступны в базе данных: <http://genomics.hawaii.edu/RIFdb>.

Полученные результаты указывают на то, что ФИР — подходящий маркер для классификации штаммов, принадлежащих шести родам, использованным в данном исследовании; он дополняет другие ДНК-маркеры, применяемые в мультилокусных анализах последовательностей (MLSA) рода *Xanthomonas*, и может применяться для классификации других бактерий, большинство из которых содержат единичные копии гена *dnaA*.

Литература

1. Baker B., Zambryski P., Staskawicz B., Dinesh-Kumar S.P. (1997) Signaling in plant-microbe interactions. *Science* 276: 726–723.

2. Gottwald T., Hughes G., Graham J.H., Sun X., Riley T. (2001) The citrus canker epidemic in Florida: the scientific basis of regulatory eradication policy for an invasive species. *Phytopathol.* 91: 30–34.

3. Hawks B. (2005) Agricultural Bio-terrorism Protection Act of 2002: Possession, use, and transfer of biological agents and toxins; final rule. *Fed. Regist.* 70: 13241–13292.

4. Hayward A.C. (1993) The hosts of *Xanthomonas*. In: Swings J.G., Civerolo E.L., eds. *Xanthomonas*. London: Chapman and Hall. Pp. 1–18.

5. Denny T.P. (2006) Plant pathogenic *Ralstonia* species. In: Gnanamanickam S.S., ed. *Plant-associated Bacteria*. The Netherlands: Springer. Pp. 573–644.

6. Eichenlaub R., Gartemann K.H., Burger A. (2006) *Clavibacter michiganensis*, a group of gram-positive phytopathogenic bacteria; In: Gnanamanickam S.S., ed. *Plant-associated Bacteria*. The Netherlands: Springer. Pp. 131–155; 195–351.

7. Simpson A.J.G., Reinach F.C., Aruda P., Abreu F.A., Acencio M. (2000) The genome sequence of the plant

pathogen *Xylella fastidiosa*. *Nature* 406: 151–159.

8. Bakker P.A.H.M., Pieterse C.M.J., van Loon L.C. (2007) Induced systemic resistance by fluorescent *Pseudomonas* spp. *Phytopathol.* 97: 239–243.

9. Samson R., Legendre J.B., Christen R., Fischer-Le Saux M., Achouak W., et al. (2005) Transfer of *Pectobacterium chrysanthemi* (Burkholder et al., 1953) Brenner et al., 1973 and *Brenneria paradisiacato* the genus *Dickeya* gen. nov. as *Dickeya chrysanthemi* comb. nov. and *Dickeya paradisiacal* comb. nov. and delineation of four novel species, *Dickeya dadantii* sp. nov., *Dickeya dianthicola* sp. nov., *Dickeya dieffenbachiae* sp. nov. and *Dickeya zea* sp. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 55: 1415–1427.

10. Hauben L., Moore E.R., Vauterin L., Steenackers M., Mergaert J., et al. (1998) Phylogenetic position of phytopathogens within the Enterobacteriaceae. *Syst. Appl. Microbiol.* 21: 384–97.

11. Gavini F., Mergaert J., Beji A., Mielcarek C., Izard D., et al. (1989) Transfer of *Enterobacter agglomerans* (Beijerinck, 1888) Ewing and Fife 1972 to Pantoeagen. nov. as *Pantoea agglomerans* comb. nov. and description of *Pantoea dispersa* sp. nov. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 39: 337–345.

12. Garrity G.M., Bell J.A., Lilburn T. (2005) Phylum XIV. Proteobacteria phyl. nov. In: Brenner D.J., Krieger-Huber S., Stanley J.T., eds. *Bergey's manual of systematic bacteriology*. New York: Springer. Pp. 1–912.

13. Vauterin L., Hoste B., Kersters K., Swings J. (1995) Reclassification of *Xanthomonas*. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 45: 472–489.

14. Buddenhagen I., Kelman A. (1964) Biological and Physiological Aspects of Bacterial Wilt Caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Annu. Rev. Phytopathol.* 2: 203–230.

15. Jones J.B., Lacy G.H., Bouzar H., Stall R.E., Schaad N.W. (2004) Reclassification of the xanthomonads associated with bacterial spot disease of tomato and pepper. *Syst. Appl. Microbiol.* 27: 755–762.

16. Schaad N.W., Postnikova E., Lacy G., Sechler A., Agarkova I., et al. (2006) Emended classification of xanthomonad pathogens on citrus. *Syst. Appl. Microbiol.* 29: 690–695.

17. Young J.M., Bull C.T., De Boer S.H., Dirrao G., Gardan L., et al. (2001) Committee on the Taxonomy of Plant Pathogenic Bacteria. International

Standards for Naming Pathovars of Phytopathogenic Bacteria. http://www.isppweb.org/about_tpbb_naming.asp.

18. Fegan M., Taghavi M., Sly L.I., Hayward A.C. (1998) Phylogeny, diversity, and molecular diagnostics of *Ralstonia solanacearum*. In: Prior P., Allen C., Elphinstone J.G., eds. *Bacterial Wilt Disease: Molecular and Ecological Aspects*. Berlin: Springer-Verlag. Pp. 19–33.

19. Fegan M., Prior P. (2005) How complex is the “*Ralstonia solanacearum* species complex”? In: Allen C., Prior P., Hayward A.C., eds. *Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* species complex*. St. Paul MN: APS Press. Pp. 449–461.

20. Normand P., Ponsonnet C., Nesme X., Neyra M., Simonet P. (1996) ITS analysis of prokaryotes; In: Akkermans D.L., van Elsas J.D., de Bruijn E.I., eds. *Molecular Microbial Ecology Manual*. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers. Pp. 1–12.

21. Ma B., Hibbing M.E., Kim H., Reedy R.M., Yedidia I., et al. (2007) Host range and molecular phylogenies of the soft rot enterobacterial genera *Pectobacterium* and *Dickeya*. *Phytopathol.* 97: 1150–1163.

22. Young J.M., Park D.C. (2007) Relationships of plant pathogenic enterobacteria based on partial *atpD*, *carA*, and *recA* as individual and concatenated nucleotide and peptide sequences. *Syst. Appl. Microbiol.* 30: 343–354.

23. Prior P., Fegan M. (2005) Recent developments in the phylogeny and classification of *Ralstonia solanacearum*. *Acta Hort.* 695: 127–136.

24. Castillo J.A., Greenberg J.T. (2007) Evolutionary Dynamics of *Ralstonia solanacearum*. *Appl. Environ. Microbiol.* 73: 1225–1238.

25. Young J.M., Park D.C., Shearman H.M., Fargier E. (2008) A multilocus sequence analysis of the genus *Xanthomonas*. *Syst. Appl. Microbiol.* 31: 366–77.

26. Parkinson N., Aritua V., Heeney J., Cowie C., Bew J., et al. (2007) Phylogenetic analysis of *Xanthomonas* species by comparison of partial *gyrase B* gene sequences. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 57: 2881–2887.

27. Parkinson N., Cowie C., Heeney J., Stead D. (2009) Phylogenetic structure of *Xanthomonas* determined by comparison of *gyrB* sequences. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 57: 2881–2887.

28. Yabuuchi E., Kosako Y., Yano I., Hotta H., Nishiuchi Y. (1995) Transfer

of two *Burkholderia* and an *Alcaligenes* species to *Ralstonia* gen. nov.: Proposal of *Ralstonia pickettii* (Ralston, Palleroni and Doudoroff, 1973) comb. nov., *Ralstonia solanacearum* (Smith, 1896) comb. nov. and *Ralstonia eutropha* (Davis, 1969) comb. nov. *Microbiol. Immunol.* 39: 897–904.

29. Frézal L., Leblois R. (2008) Four years of DNA barcoding: Current advances and prospects. *Infect. Genet. and Evol.* 8: 727–736.

30. Hebert P.D.N., Cywinska A., Ball S.L., DeWaard J.R. (2003) Biological identifications through DNA barcodes. *Proc. R. Soc. London Ser.* 270: 313–321.

31. Presting G.G. (2006) Identification of conserved regions in the plastid genome: implications for DNA barcoding and biological function. *Can. J. Bot.* 84: 434–444.

32. Sherwood A.R., Presting G.G. (2007) Universal primers amplify a 23S rDNA plastid marker in eukaryotic algae and cyanobacteria. *J. Phycol.* 43: 605–608.

33. Wang N., Sherwood A., Kurihara A., Conklin K., Sauvage T., et al. (2009) The Hawaiian Algal Database: a laboratory LIMS and online resource for biodiversity data. *BMC Plant Biol.* 9: 117.

34. Sherwood A.R., Chan Y.L., Presting G.G. (2008) Application of universally amplifying plastid primers to environmental sampling of a stream peri-

phyton community. *Mol. Ecol. Resour.* 8: 1011–1014.

35. Cole J.R., Wang Q., Cardenas E., Fish J., Chai B., et al. (2009) The Ribosomal Database Project: improved alignments and new tools for rRNA analysis. *Nucleic Acids Res* 37: D141–D145.

36. Benson D.A., Boguski M.S., Lipman D.J., Ostell J., Ouellette B.F., et al. (1999) GenBank. *Nucleic Acids Res* 27: 12–17.

37. García-Martínez J., Acinas S.G., Antón A.I., Rodríguez-Valera F. (1999) Use of the 16S-23S ribosomal genes spacer region in studies of prokaryotic diversity. *J. Microbiol. Methods* 36: 55–64.

38. Gurtler V., Stanisich V.A. (1996) New approaches to typing and identification of bacteria using the 16S-23S rDNA spacer region. *Microbiol.* 142: 3–16.

39. Kang Y.J., Cheng J., Mai L.J., Hu J., Piao. Z. (2010) Multiple copies of 16S rRNA gene affect the restriction patterns and DGGE profile revealed by analysis of genome database. *Microbiol.* 79: 655–662.

40. Wilton S.D., Lim L., Dye D., Laing N. (1997) Bandstab: a PCR-based alternative to cloning PCR products. *BioTechniques* 22: 642–645.

41. Urwin R., Maiden M.C.J. (2003) Multi-locus sequence typing: a tool for global epidemiology. *Trends Microbiol.* 11: 479–487.

42. Pascual J., Macián M.C., Arahal D.R., Garay E., Pujalte M.J. (2010) Mul-

tilocus sequence analysis of the central clade of the genus *Vibriosis* using the 16S rRNA, *recA*, *pyrH*, *rpoD*, *gyrB*, *rctB* and *toxR* genes. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 60: 154–165.

43. Santos S., Ochman H. (2004) Identification and phylogenetic sorting of bacterial lineages with universally conserved genes and proteins. *Environ. Microbiol.* 6: 754–759.

44. da Silva A.C.R., Ferro J.A., Reinach F.C., Farah C.S., Furlan L.R., et al. (2002) Comparison of the genomes of two *Xanthomonas* pathogens with differing host specificities. *Nature* 417: 459–463.

45. Qian W., Jia Y., Ren S.X., He Y.Q., Feng J.X., et al. (2005) Comparative and functional genomic analyses of the pathogenicity of phytopathogen *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. *Genome Res.* 15: 757–767.

46. Lee B.M., Park Y.J., Park D.S., Kang H.W., Kim J.G., et al. (2005) The genome sequence of *Xanthomonas oryzae* pathovar *oryzae* KACC10331, the bacterial blight pathogen of rice. *Nucleic Acids Res.* 33: 577–86.

47. Thieme F., Koebnik R., Bekel T., Berger C., Boch J., et al. (2005) Insights into genome plasticity and pathogenicity of the plant pathogenic bacterium *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria* revealed by the complete genome sequence. *J. Bacteriol.* 187: 7254–7266.

CLASSIFICATION of Plant Associated Bacteria Using RIF DNA Marker

Kevin L. Schneider¹, Glorimar Marrero¹,

Anne M. Alvarez², Gernot G. Presting¹

¹ *Molecular Biosciences and Bioengineering, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii, United States of America*

² *Plant and Environmental Protection Sciences, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii, United States of America*

PLoS ONE 6(4) e18496 doi: 10.1371/journal.pone.0018496

A DNA marker that distinguishes plant associated bacteria at the species level and below was derived by comparing six sequenced genomes of *Xanthomonas*, a genus that contains

many important phytopathogens. This DNA marker comprises a portion of the *dnaA* replication initiation factor (RIF). Unlike the rRNA genes, *dnaA* is a single copy gene in the vast ma-

jority of sequenced bacterial genomes, and amplification of RIF requires genus-specific primers. In silico analysis revealed that RIF has equal or greater ability to differentiate closely related

species of *Xanthomonas* than the widely used ribosomal intergenic spacer region (ITS). Furthermore, in a set of 263 *Xanthomonas*, *Ralstonia* and *Clavibacter* strains, the RIF marker was directly sequenced in both directions with a success rate approximately 16% higher than that for ITS. RIF frameworks for *Xanthomonas*, *Ralstonia* and *Clavibacter* were constructed using 682 reference strains representing different species, subspecies, pathovars, races, hosts and geographic regions, and contain a total of 109 different RIF sequences.

RIF sequences showed subspecific groupings but did not place strains of *X. campestris* or *X. axonopodis* into currently named pathovars nor *R. solanacearum* strains into their respective races, confirming previous conclusions that pathovar and race designations do not necessarily reflect genetic relationships. The RIF marker also was sequenced for 24 reference strains from three genera in the Enterobacteriaceae: *Pectobacterium*, *Pantoea* and *Dickeya*.

RIF sequences of 70 previously uncharacterized strains of *Ralstonia*, *Clavibacter*, *Pectobacterium* and *Dickeya* matched, or were similar to, those of known reference strains, illustrating the utility of the frameworks to classify bacteria below the species level and rapidly match unknown isolates to reference strains.

RIF sequences of 70 previously uncharacterized strains of *Ralstonia*, *Clavibacter*, *Pectobacterium* and *Dickeya* matched, or were similar to, those of known reference strains, illustrating the utility of the frameworks to classify bacteria below the species level and rapidly match unknown isolates to reference strains. The RIF sequence frameworks are available at the online RIF database, RIFdb, and can be queried for diagnostic purposes with RIF sequences obtained from unknown strains in both chromatogram and FASTA format.

Bacterial phytopathogens cause billions of dollars in crop losses annually (as summarized by Baker et al., 1997). Rapid and accurate identification of bacterial phytopathogens is essential for modern agriculture, as it permits informed decision making with respect to potentially costly but necessary control methods that include quarantine and the destruction of infected plant material in the field (Gottwald et al., 2001; Hawks, 2005). The genus *Xantho-*

monas contains some of the most important plant pathogenic bacteria that together infect over 392 hosts (Hayward, 1993).

The bacterial genera *Clavibacter*, *Ralstonia*, *Pseudomonas*, *Dickeya*, *Erwinia*, *Pantoea*, *Pectobacterium*, and *Xylella* also contain species of important plant pathogens (Denny, 2006; Eichenlaub et al., 2006; Simpson et al., 2000; Bakker et al., 2007; Samson et al., 2005; Hauben et al., 1998; Gavini et al., 1989; Garrity et al., 2005). The phytopathogens *X. oryzae* pv. *oryzae* and *R. solanacearum* (Rs) race 3 biovar 2 are considered severe threats to US agriculture (Hawks, 2005). Bacterial taxonomic designations are derived from a diverse set of classification methods. Bacterial strains have been reclassified to different subspecies, species and even genera as diagnostic methods have evolved (Eichenlaub et al., 2006; Hauben et al., 1998; Gavini et al., 1989; Garrity et al., 2005; Vauterin et al., 1995; Buddenhagen et al., 1964; Jones

Rapid and accurate identification of bacterial phytopathogens is essential for modern agriculture, as it permits informed decision making with respect to potentially costly but necessary control methods that include quarantine and the destruction of infected plant material in the field.

et al., 2004; Schaad et al., 2006; Young et al., 2001; Fegan et al., 1998; Fegan et al., 2005; Normand et al., 1996; Ma et al., 2007; Young et al., 2007; Prior et al., 2005; Castillo et al., 2007; Young et al., 2008; Parkinson et al., 2007; Parkinson et al., 2009).

For example, the historical designations of *Xanthomonas* pathovars and *Ralstonia solanacearum* races, based on the plant host and symptoms produced, are being replaced by modern DNA based methods (Young et al., 2001) that have been used to reclassify some pathovars of *X. axonopodis* into different species and subspecies (Jones et al., 2004; Schaad et al., 2006) (e.g. *X. axonopodis* pv. *vesicatoria* type C was reclassified as *X. perforans* based on DNA-DNA hybridization). Likewise, 16S rDNA sequencing, DNA-DNA hybridization and other genetic and phenotypic traits have been used to reclassify some species of *Pseudomonas*, *X. maltophilia*, *Erwinia chrysanthemi*, *E. carotovora* and *E. herbicola* into species of *Ralstonia*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Dickeya*, *Pectobacterium*

and *Pantoea agglomerans*, respectively (Samson et al., 2005; Hauben et al., 1998; Gavini et al., 1989; Garrity et al., 2005; Yabuuchi et al., 1995). DNA-based species identification methods are robust and efficient, as evidenced by the large number of ongoing DNA barcoding efforts (Frézal et al., 2008). In DNA barcoding, sequences of a single DNA marker region are associated with reference strains that have been identified by taxonomists. The specific marker used is tailored to the range of target organisms. For animals, a region of the rapidly evolving mitochondrial cytochrome c oxidase (CO1) gene has been designated the DNA barcode region (Hebert et al., 2003). For the identification of algae, the universal plastid amplicon, a computationally derived region of the chloroplast genome (Presting, 2006) that can be amplified in photosynthetic organisms ranging from cyanobacteria to red, brown, golden and green algae as well as higher plants (Sherwood et al.,

2007), has been proposed as a DNA barcode and proven to be practical in both biodiversity surveys and environmental sampling (Wang et al., 2009; Sherwood et al., 2008). The speed of PCR and the low cost of sequencing of the resulting amplicons have made bacterial identification based on DNA markers a viable method that is replacing earlier classification methods based on time-consuming biochemical or biological assays. The most commonly used markers are derived from ribosomal genes, in part because these can be amplified in the majority of species using universal primers (Normand et al., 1996). 16S rDNA sequences have been determined for more than one million individual strains and environmental samples at <http://rdp.cme.msu.edu> (Cole et al., 2009).

Similarly, over 18,000 sequences of the internal transcribed spacer (ITS), which lies between the 16S and 23S rRNA genes, are available in GenBank (Benson et al., 1999). Sequences from these two markers have been used to identify phytopathogens and study

population diversity (García-Martínez et al., 1999; Gurtler et al., 1996; Kang et al., 2010). However, 16S rDNA sequences do not always resolve species within a genus, and even the more variable ITS sequences fail to resolve many genera below the species level (García-Martínez et al., 1999). Kang et al. (2010) have shown that multiple copies of the 16S and 23S rRNA genes exist in over 80% (639 of 782 strains) of Gram + and Gram2 bacteria examined. Direct sequencing of rDNA amplicons from a genome containing different alleles (as observed for 415 of 782 strains by Kang et al., 2010) results in poor sequence quality. This is currently overcome by one of two time-consuming procedures, excising individual amplicons from agarose gels (Wilton et al., 1997) if the alleles differ in length, or by cloning the amplicons. DNA markers designed from housekeeping genes have been used singly or in combination to determine phylogenetic relationships of bacteria (Ma et al., 2007; Young et al., 2007; Prior et al., 2005; Castillo et al., 2007; Young et al., 2008; Parkinson et al., 2007; Parkinson et al., 2009). They generally require the use of genus-specific primers for amplification. Housekeeping genes are under stabilizing selection and are therefore expected to more accurately portray the genetic relationships among strains than genes that are under positive selection (Urwin et al., 2003). Genes under stabilizing selection may also be less prone to lateral transfer than other genes, such as those involved in pathogenicity. Nonetheless, even housekeeping genes may be transferred laterally as evidenced by recombination events within the *gyrB* gene of *Vibrio* species (Pascual et al., 2010).

An ideal DNA marker for bacterial classification and identification is more variable than the rDNA regions, present in all target organisms as a single copy per genome, unlikely to undergo horizontal gene transfer, and amplifiable with universal primers. Attempts to design universal primers from sequences other than the rDNA regions have been unsuccessful (Santos et al., 2004), likely due to the great diversity and rapidly evolving nature of bacterial genomes. We used six completely sequenced *Xanthomonas* genomes (da Silva et al., 2002; Qian et al., 2005; Lee et al., 2005; Thieme et al., 2005) representing four species to computationally

identify a marker to classify closely related strains of bacteria. The replication initiation factor (RIF) marker, a region of the singlecopy *dnaA* gene, was the best marker to distinguish closely related *Xanthomonas* strains. We sequenced RIF for a subset of 706 strains of six plant pathogenic genera from the various collections.

These RIF frameworks can be queried online at <http://genomics.hawaii.edu/RIFdb>. Our results indicate that RIF is a suitable marker for the classification of strains from the six genera used in this study, complements other DNA markers in *Xanthomonas* MLSA studies, and may be expanded to other bacterial genera, the majority of which contain a single copy of the *dnaA* gene.

References

1. Baker B., Zambryski P., Staskawicz B., Dinesh-Kumar S.P. (1997) Signaling in plant-microbe interactions. *Science* 276: 726–723.
2. Gottwald T., Hughes G., Graham J.H., Sun X., Riley T. (2001) The citrus canker epidemic in Florida: the scientific basis of regulatory eradication policy for an invasive species. *Phytopathol.* 91: 30–34.
3. Hawks B. (2005) Agricultural Bio-terrorism Protection Act of 2002: Possession, use, and transfer of biological agents and toxins; final rule. *Fed. Regist.* 70: 13241–13292.
4. Hayward A.C. (1993) The hosts of *Xanthomonas*. In: Swings J.G., Civerolo E.L., eds. *Xanthomonas*. London: Chapman and Hall. Pp. 1–18.
5. Denny T.P. (2006) Plant pathogenic *Ralstonia* species. In: Gnanamanickam S.S., ed. *Plant-associated Bacteria*. The Netherlands: Springer. Pp. 573–644.
6. Eichenlaub R., Gartemann K.H., Burger A. (2006) *Clavibacter michiganensis*, a group of gram-positive phytopathogenic bacteria; In: Gnanamanickam S.S., ed. *Plant-associated Bacteria*. The Netherlands: Springer. Pp. 131–155; 195–351.
7. Simpson A.J.G., Reinach F.C., Arruda P., Abreu F.A., Acencio M. (2000) The genome sequence of the plant pathogen *Xylella fastidiosa*. *Nature* 406: 151–159.
8. Bakker P.A.H.M., Pieterse C.M.J., van Loon L.C. (2007) Induced systemic resistance by fluorescent *Pseudomonas* spp. *Phytopathol.* 97: 239–243.
9. Samson R., Legendre J.B., Christen R., Fischer-Le Saux M., Achouak W., et

al. (2005) Transfer of *Pectobacterium chrysanthemi* (Burkholder et al., 1953) Brenner et al., 1973 and *Brenneria paradisiacato* the genus *Dickeya* gen. nov. as *Dickeya chrysanthemi* comb. nov. and *Dickeya paradisiacal* comb. nov. and delineation of four novel species, *Dickeya dadantii* sp. nov., *Dickeya dianthicola* sp. nov., *Dickeya dieffenbachiae* sp. nov. and *Dickeya zeae* sp. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 55: 1415–1427.

10. Hauben L., Moore E.R., Vauterin L., Steenackers M., Mergaert J., et al. (1998) Phylogenetic position of phytopathogens within the Enterobacteriaceae. *Syst. Appl. Microbiol.* 21: 384–97.

11. Gavini F., Mergaert J., Beji A., Mielcarek C., Izard D., et al. (1989) Transfer of *Enterobacter agglomerans* (Beijerinck, 1888) Ewing and Fife 1972 to *Pantoea* gen. nov. as *Pantoea agglomerans* comb. nov. and description of *Pantoea dispersa* sp. nov. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 39: 337–345.

12. Garrity G.M., Bell J.A., Lilburn T. (2005) Phylum XIV. Proteobacteria phyl. nov. In: Brenner D.J., Krieger-Huber S., Stanley J.T., eds. *Bergey's manual of systematic bacteriology*. New York: Springer. Pp. 1–912.

13. Vauterin L., Hoste B., Kersters K., Swings J. (1995) Reclassification of *Xanthomonas*. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 45: 472–489.

14. Buddenhagen I., Kelman A. (1964) Biological and Physiological Aspects of Bacterial Wilt Caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Annu. Rev. Phytopathol.* 2: 203–230.

15. Jones J.B., Lacy G.H., Bouzar H., Stall R.E., Schaad N.W. (2004) Reclassification of the xanthomonads associated with bacterial spot disease of tomato and pepper. *Syst. Appl. Microbiol.* 27: 755–762.

16. Schaad N.W., Postnikova E., Lacy G., Sechler A., Agarkova I., et al. (2006) Emended classification of xanthomonad pathogens on citrus. *Syst. Appl. Microbiol.* 29: 690–695.

17. Young J.M., Bull C.T., De Boer S.H., Dirrao G., Gardan L., et al. (2001) Committee on the Taxonomy of Plant Pathogenic Bacteria. International Standards for Naming Pathovars of Phytopathogenic Bacteria. http://www.isppweb.org/about_tpbb_naming.asp.

18. Fegan M., Taghavi M., Sly L.I., Hayward A.C. (1998) Phylogeny, diversity, and molecular diagnostics of *Ralstonia solanacearum*. In: Prior P., Allen C., Elphinstone J.G., eds. *Bacterial*

Wilt Disease: Molecular and Ecological Aspects. Berlin: Springer-Verlag. Pp. 19–33.

19. Fegan M., Prior P. (2005) How complex is the “*Ralstonia solanacearum* species complex”? In: Allen C., Prior P., Hayward A.C., eds. Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* species complex. St. Paul MN: APS Press. Pp. 449–461.

20. Normand P., Ponsonnet C., Nesme X., Neyra M., Simonet P. (1996) ITS analysis of prokaryotes; In: Akkermans D.L., van Elsas J.D., de Bruijn E.I., eds. Molecular Microbial Ecology Manual. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers. Pp. 1–12.

21. Ma B., Hibbing M.E., Kim H., Reedy R.M., Yedidia I., et al. (2007) Host range and molecular phylogenies of the soft rot enterobacterial genera *Pectobacterium* and *Dickeya*. Phytopathol. 97: 1150–1163.

22. Young J.M., Park D.C. (2007) Relationships of plant pathogenic enterobacteria based on partial *atpD*, *carA*, and *recA* as individual and concatenated nucleotide and peptide sequences. Syst. Appl. Microbiol. 30: 343–354.

23. Prior P., Fegan M. (2005) Recent developments in the phylogeny and classification of *Ralstonia solanacearum*. Acta Hort. 695: 127–136.

24. Castillo J.A., Greenberg J.T. (2007) Evolutionary Dynamics of *Ralstonia solanacearum*. Appl. Environ. Microbiol. 73: 1225–1238.

25. Young J.M., Park D.C., Shearman H.M., Fargier E. (2008) A multilocus sequence analysis of the genus *Xanthomonas*. Syst. Appl. Microbiol. 31: 366–77.

26. Parkinson N., Aritua V., Heeney J., Cowie C., Bew J., et al. (2007) Phylogenetic analysis of *Xanthomonas* species by comparison of partial *gyrB* gene sequences. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 57: 2881–2887.

27. Parkinson N., Cowie C., Heeney J., Stead D. (2009) Phylogenetic structure of *Xanthomonas* determined by comparison of *gyrB* sequences. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 57: 2881–2887.

28. Yabuuchi E., Kosako Y., Yano I., Hotta H., Nishiuchi Y. (1995) Transfer

of two *Burkholderia* and an *Alcaligenes* species to *Ralstonia* gen. nov.: Proposal of *Ralstonia pickettii* (Ralston, Palleroni and Doudoroff, 1973) comb. nov., *Ralstonia solanacearum* (Smith, 1896) comb. nov. and *Ralstonia eutropha* (Davis, 1969) comb. nov. Microbiol. Immunol. 39: 897–904.

29. Frézal L., Leblois R. (2008) Four years of DNA barcoding: Current advances and prospects. Infect. Genet. and Evol. 8: 727–736.

30. Hebert P.D.N., Cywinska A., Ball S.L., DeWaard J.R. (2003) Biological identifications through DNA barcodes. Proc. R. Soc. London Ser. 270: 313–321.

31. Presting G.G. (2006) Identification of conserved regions in the plastid genome: implications for DNA barcoding and biological function. Can. J. Bot. 84: 434–443.

32. Sherwood A.R., Presting G.G. (2007) Universal primers amplify a 23S rDNA plastid marker in eukaryotic algae and cyanobacteria. J. Phycol. 43: 605–608.

33. Wang N., Sherwood A., Kurihara A., Conklin K., Sauvage T., et al. (2009) The Hawaiian Algal Database: a laboratory LIMS and online resource for biodiversity data. BMC Plant Biol. 9: 117.

34. Sherwood A.R., Chan Y.L., Presting G.G. (2008) Application of universally amplifying plastid primers to environmental sampling of a stream periphyton community. Mol. Ecol. Resour. 8: 1011–1014.

35. Cole J.R., Wang Q., Cardenas E., Fish J., Chai B., et al. (2009) The Ribosomal Database Project: improved alignments and new tools for rRNA analysis. Nucleic Acids Res 37: D141–D145.

36. Benson D.A., Boguski M.S., Lipman D.J., Ostell J., Ouellette B.F., et al. (1999) GenBank. Nucleic Acids Res 27: 12–17.

37. García-Martínez J., Acinas S.G., Antón A.I., Rodríguez-Valera F. (1999) Use of the 16S-23S ribosomal genes spacer region in studies of prokaryotic diversity. J. Microbiol. Methods 36: 55–64.

38. Gurtler V., Stanisich V.A. (1996) New approaches to typing and identi-

fication of bacteria using the 16S-23S rDNA spacer region. Microbiol. 142: 3–16.

39. Kang Y.J., Cheng J., Mai L.J., Hu J., Piao Z. (2010) Multiple copies of 16S rRNA gene affect the restriction patterns and DGGE profile revealed by analysis of genome database. Microbiol. 79: 655–662.

40. Wilton S.D., Lim L., Dye D., Laing N. (1997) Bandstab: a PCR-based alternative to cloning PCR products. BioTechniques 22: 642–645.

41. Urwin R., Maiden M.C.J. (2003) Multi-locus sequence typing: a tool for global epidemiology. Trends Microbiol. 11: 479–487.

42. Pascual J., Macián M.C., Arahall D.R., Garay E., Pujalte M.J. (2010) Multilocus sequence analysis of the central clade of the genus *Vibriosis* the 16S rRNA, *recA*, *pyrH*, *rpoD*, *gyrB*, *rctB* and *toxR* genes. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 60: 154–165.

43. Santos S., Ochman H. (2004) Identification and phylogenetic sorting of bacterial lineages with universally conserved genes and proteins. Environ. Microbiol. 6: 754–759.

44. da Silva A.C.R., Ferro J.A., Reinach F.C., Farah C.S., Furlan L.R., et al. (2002) Comparison of the genomes of two *Xanthomonas* pathogens with differing host specificities. Nature 417: 459–463.

45. Qian W., Jia Y., Ren S.X., He Y.Q., Feng J.X., et al. (2005) Comparative and functional genomic analyses of the pathogenicity of phytopathogen *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. Genome Res. 15: 757–767.

46. Lee B.M., Park Y.J., Park D.S., Kang H.W., Kim J.G., et al. (2005) The genome sequence of *Xanthomonas oryzae* pathovar *oryzae* KACC10331, the bacterial blight pathogen of rice. Nucleic Acids Res. 33: 577–86.

47. Thieme F., Koebnik R., Bekel T., Berger C., Boch J., et al. (2005) Insights into genome plasticity and pathogenicity of the plant pathogenic bacterium *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria* revealed by the complete genome sequence. J. Bacteriol. 187: 7254–7266.

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. Резюме (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. Иллюстрированные материалы (фото, картинки) допускаются хорошей контрастности, с разрешением не ниже 300 точек на дюйм (300 dpi), оригиналы прикладываются к статье отдельными файлами в формате tiff или jpeg (Рисунки, 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 и «вмещаться» в печатное поле страницы. Название таблицы – над таблицей; название рисунка/графика – под рисунком/графиком.

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

Адрес: 105122, г. Москва, Щелковское шоссе, д. 13, офис 402
Контактное лицо: Бададгулова Юлиана Георгиевна
Телефон: +7 915 477 78 36



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 23 филиала на территории Российской Федерации

Россия, 140150, Московская область, Раменский район,
пос. Быково, ул. Пограничная, д. 32

Тел./факс: (499) 271-38-24

e-mail: vniikr@mail.ru, <http://www.vniikr.ru>