



ISSN 1727-1320 (Print),  
ISSN 2308-6459 (Online)

# В Е С Т Н И К ЗАЩИТЫ РАСТЕНИЙ

---

## PLANT PROTECTION NEWS

2022    TOM    105    ВЫПУСК    2  
          VOLUME            ISSUE



Санкт-Петербург  
St. Petersburg, Russia

Рисунок 3\*. Самка *Neoseiulus cucumeris* [ориг.]

Figure 3\*\*. Female *Neoseiulus cucumeris* [orig.]

\* Иллюстрация к статье Попова Д.А., Беляковой Н.А. (с. 72). Размещена на обложке.

\*\* Illustration from Popov D.A., Belyakova N.A. (p. 72). See cover page.

Федеральное государственное бюджетное научное учреждение  
“Всероссийский научно-исследовательский институт защиты растений”  
(ФГБНУ ВИЗР)

All-Russian Institute of Plant Protection

ISSN 1727-1320 (Print),  
ISSN 2308-6459 (Online)

# В Е С Т Н И К ЗАЩИТЫ РАСТЕНИЙ

---

PLANT PROTECTION NEWS

2022    TOM    105    ВЫПУСК    2  
          VOLUME            ISSUE

Санкт-Петербург  
St. Petersburg, Russia  
2022

# ВЕСТНИК ЗАЩИТЫ РАСТЕНИЙ

Научно-теоретический рецензируемый журнал

Основан в 1939 г.

Издание возобновлено в 1999 г.

Учредитель: Всероссийский научно-исследовательский институт защиты растений (ВИЗР)

Зарегистрирован в ГК РФ по печати № 017839 от 03 июля 1998 г.

Главный редактор: В.А. Павлюшин

Зам. гл. редактора: В.И. Долженко, Ю.С. Токарев

Ответственный секретарь: В.К. Моисеева

Технический секретарь: С.Г. Удалов

Корректоры англоязычных текстов: Ю.Я. Соколова, Ю.С. Токарев

Технический помощник: А.Г. Конончук

**Журнал «Вестник защиты растений» (ISSN: 1727-1320) включен в «Перечень изданий ВАК РФ» по следующим научным специальностям и отраслям науки:**

**1.5.14** – Энтомология (биологические науки),

**1.5.18** – Микология (биологические науки),

**4.1.1** – Общее земледелие. Растениеводство (сельскохозяйственные и биологические науки),

**4.1.2** – Селекция, семеноводство и биотехнология растений (сельскохозяйственные и биологические науки),

**4.1.3** – Агрохимия, агропочвоведение, защита и карантин растений (сельскохозяйственные и биологические науки),

**4.1.4** – Садоводство, овощеводство, виноградарство и лекарственные культуры (сельскохозяйственные и биологические науки)

**Индексируется в РИНЦ, CrossRef, ROAD и Sherpa/Romeo**

## РЕДАКЦИОННАЯ КОЛЛЕГИЯ

*Афанасенко О.С.*, дбн, академик РАН, ВИЗР

*Белюсов И.А.*, кбн, ВИЗР

*Белякова Н.А.*, кбн, ВИЗР

*Власенко А.Н.*, дсxn, академик РАН,

СибНИИЗиХ СФНЦА РАН

*Власов Д.Ю.*, дбн, СПбГУ

*Ганнибал Ф.Б.*, кбн, ВИЗР

*Гончаров Н.Р.*, ксxn, ВИЗР

*Гричанов И.Я.*, дбн, ВИЗР

*Дзянь Синьфу*, профессор, КНР

*Долженко В.И.*, дсxn, академик РАН, ВИЗР

*Егоров Е.А.*, дэн, академик РАН, СКФНЦСиВ

*Захаренко В.А.*, дсxn, академик РАН, МНИИСХ

*Игнатов А.Н.*, дбн, РУДН

*Косман Е.*, профессор, Израиль

*Каракотов С.Д.*, дхн, академик РАН,

ЗАО “Щелково Агрохим”

*Кюссон М.*, PhD, Канада

*Лаврищев А.В.*, дсxn, СПбГАУ

*Лаптиева А.Б.*, дбн, ООО “ИЦЗР”

*Лунева Н.Н.*, кбн, ВИЗР

*Лысов А.К.*, ктн, ВИЗР

*Мавроди Д.*, профессор, США

*Надыкта В.Д.*, дтн, академик РАН, ВНИИБЗР

*Намятова А.А.*, кбн, ЗИН

*Новикова И.И.*, дбн, ВИЗР

*Павлюшин В.А.*, дбн, академик РАН, ВИЗР

*Радченко Е.Е.*, дбн, ВИР

*Савченко И.В.*, дбн, академик РАН, ВИЛАР

*Санин С.С.*, дбн, академик РАН, ВНИИФ

*Сидельников Н.И.*, дсxn, академик РАН, ВИЛАР

*Синев С.Ю.*, дбн, ЗИН

*Соколова Ю.Я.*, дбн, США

*Сорока С.В.*, ксxn, Белоруссия

*Сухорученко Г.И.*, дсxn, ВИЗР

*Ули-Маттила Т.*, профессор, Финляндия

*Токарев Ю.С.*, дбн, ВИЗР

*Упадышев М.Т.*, дбн, член-корреспондент РАН, ВСТИСП

*Фролов А.Н.*, дбн, ВИЗР

*Хлесткина Е.К.*, дбн, ВИР

*Шамшев И.В.*, кбн, ЗИН

*Шпанев А.М.*, дбн, АФИ

## Ответственные редакторы выпуска:

Д.Ю. Власов, Г.И. Сухорученко, Ю.С. Токарев

Россия, 196608, Санкт-Петербург – Пушкин, шоссе Подбельского, 3, ВИЗР

Email: [vestnik@vizr.spb.ru](mailto:vestnik@vizr.spb.ru)

<http://plantprotect.ru>



Содержимое данного выпуска распространяется на условиях Creative Commons Attribution License 4.0 (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

## СОДЕРЖАНИЕ / CONTENT

Мини-обзоры / Mini-reviews**Мировой опыт производства и применения хищных клещей сем. Phytoseiidae****Д.А. Попов, Н.А. Белякова**

World experience in the production and use of phytoseiid mites

D.A. Popov, N.A. Belyakova . . . . . 68

Полнотекстовые статьи / Full-text articles**Совершенствование способов разведения хищных клещей *Neoseiulus cucumeris* и *Transeius montdorensis* для биологической защиты растений****Л.П. Красавина, О.В. Трапезникова**Improvement of breeding methods of predatory mites *Neoseiulus cucumeris* and *Transeius montdorensis* for biological plant protection

L.P. Krasavina, O.V. Trapeznikova . . . . . 87

Краткие сообщения / Short Communications**Effect of the endophytic colonization of *Beauveria bassiana* on the population density of peach aphid (*Myzus persicae*) and the growth parameters of plants****О.Г. Томилова, Г.Р. Леднёв, Н.С. Волкова, Е.Г. Козлова**Влияние эндофитной колонизации *Beauveria bassiana* на численность персиковой тли (*Myzus persicae*) и рост растений

О.Г. Томилова, Г.Р. Леднёв, Н.С. Волкова, Е.Г. Козлова . . . . . 94

## МИРОВОЙ ОПЫТ ПРОИЗВОДСТВА И ПРИМЕНЕНИЯ ХИЩНЫХ КЛЕЩЕЙ СЕМ. PHYTOSEIIDAE

Д.А. Попов<sup>1\*</sup>, Н.А. Белякова<sup>2</sup>

<sup>1</sup>НПП Институт прикладной энтомологии (ИНАППЕН), Санкт-Петербург

<sup>2</sup>Всероссийский научно-исследовательский институт защиты растений, Санкт-Петербург

\* ответственный за переписку, e-mail: [denis.popov@inappen.com](mailto:denis.popov@inappen.com)

Обзор посвящен анализу различных аспектов биологии, производства и применения клещей сем. Phytoseiidae (Parasitiformes) в защите растений. Эти хищники являются одной из ключевых групп энтомоакарифагов в системах биологической защиты растений в теплицах. В настоящее время используется 37 видов, многих из которых выпускают десятками миллионов особей еженедельно. Наиболее востребованы такие многоядные виды, как *Neoseiulus cucumeris*, *N. barkeri*, *Amblyseius andersoni*, *A. swirskii*, *Typhlodromus pyri*, *Transeius montdorensis*, которые отличаются отсутствием ярко выраженных пищевых предпочтений, что вынуждает использовать их преимущественно методом наводняющих выпусков, путем внесения значительных объемов биоматериала. У энтомофагов этой группы легко вырабатывается резистентность к пестицидам в полевых условиях, что открывает широкие возможности для создания резистентных линий хищников с пониженной чувствительностью к пестицидам. В обзоре уделено внимание методам внесения и поддержания популяций хищников в теплицах, в том числе с использованием растений-накопителей.

**Ключевые слова:** энтомофаги, хищные клещи, *Amblyseius*, *Neoseiulus*, *Phytoseiulus*, превентивная колонизация, резистентность, растения-накопители, внутригрупповое хищничество

Поступила в редакцию: 06.04.2022

Принята к печати: 24.06.2022

### Введение

Использование клещей сем. Phytoseiidae в защите растений началось в шестидесятых годах XX века, когда в теплицах был успешно апробирован специализированный хищник паутиных клещей – *Phytoseiulus persimilis* (Бегляров, 1968; Bravenboer, Dosse, 1962). Затем ассортимент средств биологического контроля вредителей в теплицах был расширен за счет многоядных видов из родов *Amblyseius* и *Neoseiulus*, которые отличаются широким спектром жертв и возможностью питания пищей неживотного происхождения (Акимов, Колодочка, 1991; Janssen, Sabelis, 2015). Широкая пищевая специализация данных хищников позволяет им сохраняться в агроценозах в отсутствие целевых вредителей, тем самым способствуя широкому использованию клещей сем. Phytoseiidae для превентивной колонизации.

В течение последних десятилетий рынок средств биологического контроля вредителей ежегодно увеличивался

в среднем на 15% в год (Ravensberg, 2015). В 2014 году мировой оборот энтомофагов составлял порядка 600 млн долларов, из которых более 60% приходилось на клещей сем. Phytoseiidae (van Lenteren et al., 2018).

Увеличение объемов использования фитосейид в защите растений привело к росту числа публикаций о прикладных аспектах их биологии, а именно о влиянии плотности и разнообразия добычи на репродукцию (Messelink et al., 2008), межвидовых взаимодействиях с другими энтомофагами (Abad-Moyano et al., 2010; Buitenhuis et al., 2010), влиянии растений-хозяев (Beard, Walter 2001; van Houten et al., 2013; Buitenhuis et al., 2014), эффективности клещей сем. Phytoseiidae на различных сельскохозяйственных культурах (Gacheri et al., 2015; Sampson, Kirk 2016). Анализу этих аспектов производства и применения энтомоакарифагов данной группы посвящён наш обзор.

### Ассортимент и масштабы производства

В настоящее время в мировой практике биологического контроля широко используется 37 видов клещей сем. Phytoseiidae (табл. 1).

Несмотря на весьма обширный ассортимент клещей сем. Phytoseiidae на рынке средств защиты растений, доля видов, которых производят в крупных масштабах, составляет всего 26% (рис. 1). В данную группу входит только один высокоспециализированный вид – *P. persimilis*, остальные 12 видов – это преимущественно полифаги, в том числе *N. cucumeris* и *A. swirskii*, которые наиболее востребованы в тепличном растениеводстве (van Lenteren et al., 2020).

Оценивая динамику биоресурсного освоения клещей сем. Phytoseiidae в течение последних 50 лет, можно

отметить, что число видов, успешно прошедших все этапы скрининга и активно используемых в биологическом контроле вредителей, растет год от года (рис. 2).

В этом отношении клещи сем. Phytoseiidae представляют уникальный пример среди других таксономических групп энтомофагов. Дело в том, что за последние 15 лет интенсивность скрининга хищников и паразитоидов для целей биологического контроля катастрофически снизилась, особенно в европейских странах, которые в 2002 г. ввели ограничения на использование завозных видов. Согласно новым европейским стандартам, поиск новых агентов биологического контроля был ограничен местной фауной, что сказалось на эффективности скрининга. В результате число новых видов энтомофагов, успешно

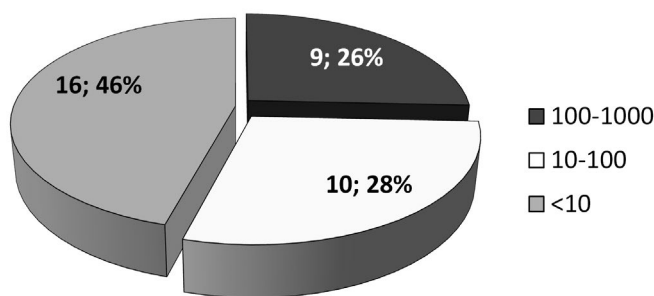
**Таблица 1.** Виды клещей сем. Phytoseiidae, применяемых для защиты растений (van Lenteren et al., 2012, 2018)

	Вид	Год первого использования	Регион использования в настоящее время
1	<i>Amblydromalus limonicus</i> Garman et McGregor, 1956	1995	Европа
2	<i>Amblyseius (Euseius) finlandicus</i> Oudemans, 1915	2000	Европа
3	<i>Amblyseius (Neoseiulus) agrestis</i> (Karg), 1961	1960	Европа
4	<i>Neoseiulus barkeri</i> Hughes, 1948	1981	Европа, Латинская Америка
5	<i>Amblyseius (Neoseiulus) longispinosus</i> Evans, 1952	1990	Азия
		2005	Латинская Америка
6	<i>Amblyseius (Neoseiulus) reductus</i> Wainstein, 1962	1962	Европа
7	<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	1995	Европа, Северная Америка, Азия
8	<i>Amblyseius largoensis</i> Muma, 1955	1995	Европа
9	<i>Amblyseius nicholsi</i> Ehara et Lee, 1971	1980	Азия
10	<i>Amblyseius swirskii</i> Athias-Henriot, 1962	2005	Европа, Африка, Латинская Америка, Азия
11	<i>Amblyseius womersleyi</i> Schicha, 1975	2005	Азия
12	<i>Euseius aizawai</i> Ehara et Bhandhufalck, 1977	1992	Азия
13	<i>Euseius gallicus</i> Kreiter et Tixier, 2010	2013	Европа
14	<i>Euseius ovalis</i> Evans, 1953	2008	Европа
15	<i>Euseius scutalis</i> Athias-Henriot, 1958	1990	Европа
16	<i>Euseius stipulatus</i> Athias-Henriot, 1960	2006	Европа, Южная Америка
17	<i>Galendromus annectens</i> De Leon, 1958	1990	Северная Америка
18	<i>Galendromus helveolus</i> Chant, 1959	1999	Северная Америка
19	<i>Galendromus occidentalis</i> Nesbitt, 1951	1969	Северная Америка
		1985	Европа
		1970	Австралия
20	<i>Gynaeseius liturivorus</i> Ehara, 1982	2013	Азия
21	<i>Iphiseius (Amblyseius) degenerans</i> Berlese, 1889	1993	Европа, Северная Америка
22	<i>Kampimodromus aberrans</i> Oudemans, 1930	1960	Европа
23	<i>Neoseiulus cucumeris</i> Oudemans, 1930	1985	Европа, Африка, Азия, Северная и Латинская Америка, Азия, Австралия, Новая Зеландия
24	<i>Neoseiulus fallacis</i> Garman, 1948	1997	Европа, Северная Америка
25	<i>Neoseiulus californicus</i> (McGregor), 1954	1985	Европа, Африка, Азия, Латинская Америка
26	<i>Neoseiulus wearnei</i> Schicha, 1987	2000	Австралия
27	<i>Neoseiulus makuwa</i> Ehara, 1972	1991	Азия
28	<i>Phytoseiulus longipes</i> Evans, 1958	1989	Северная Америка
		1990	Европа
29	<i>Phytoseiulus macropilis</i> Banks, 1904	1980	Латинская Америка
30	<i>Phytoseiulus persimilis</i> Athias-Henriot, 1957	1968	Европа, Африка, Азия, Северная и Латинская Америка, Австралия, Новая Зеландия
31	<i>Phytoseius finitimus</i> Ribaga, 1904	2000	Европа
32	<i>Transeius montdorensis</i> Schicha, 1979	2004	Европа
		2003	Австралия
33	<i>Typhlodromus pyri</i> Scheuten, 1857	1995	Северная Америка
		2000	Латинская Америка
36	<i>Typhlodromus athiasae</i> Porath et Swirski, 1965	1990	Европа
		1995	Европа
37	<i>Typhlodromus dorenae</i> Schicha, 1987	2003	Европа

**Table 1.** Species in the mite family Phytoseiidae used for plant protection (van Lenteren et al., 2012, 2018)

	Species	Year of first use (estimated)	Current region of use
1	<i>Amblydromalus limonicus</i> Garman et McGregor, 1956	1995	Europe
2	<i>Amblyseius (Euseius) finlandicus</i> Oudemans, 1915	2000	Europe
3	<i>Amblyseius (Neoseiulus) agrestis</i> (Karg), 1961	1960	Europe
4	<i>Neoseiulus barkeri</i> Hughes, 1948	1981	Europe, Latin America
5	<i>Amblyseius (Neoseiulus) longispinosus</i> Evans, 1952	1990	Asia
		2005	Latin America
6	<i>Amblyseius (Neoseiulus) reductus</i> Wainstein, 1962	1962	Europe
7	<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	1995	Europe, North America, Asia
8	<i>Amblyseius largoensis</i> Muma, 1955	1995	Europe
9	<i>Amblyseius nicholsi</i> Ehara et Lee, 1971	1980	Asia
10	<i>Amblyseius swirskii</i> Athias-Henriot, 1962	2005	Europe, Africa, Latin America, Asia
11	<i>Amblyseius womersleyi</i> Schicha, 1975	2005	Asia
12	<i>Euseius aizawai</i> Ehara et Bhandhufalck, 1977	1992	Asia
13	<i>Euseius gallicus</i> Kreiter et Tixier, 2010	2013	Europe
14	<i>Euseius ovalis</i> Evans, 1953	2008	Europe
15	<i>Euseius scutalis</i> Athias-Henriot, 1958	1990	Europe
16	<i>Euseius stipulatus</i> Athias-Henriot, 1960	2006	Europe, Latin America
17	<i>Galendromus annectens</i> De Leon, 1958	1990	North America
18	<i>Galendromus helveolus</i> Chant, 1959	1999	North America
19	<i>Galendromus occidentalis</i> Nesbitt, 1951	1969	North America
		1985	Europe
		1970	Australia
20	<i>Gynaeseius liturivorus</i> Ehara, 1982	2013	Asia
21	<i>Iphiseius (Amblyseius) degenerans</i> Berlese, 1889	1993	Europe, North America
22	<i>Kampimodromus aberrans</i> Oudemans, 1930	1960	Europe
23	<i>Neoseiulus cucumeris</i> Oudemans, 1930	1985	Europe, Africa, Asia, North and Latin America, Asia, Australia, New Zealand
24	<i>Neoseiulus fallacis</i> Garman, 1948	1997	Europe, North America
25	<i>Neoseiulus californicus</i> (McGregor), 1954	1985	Europe, Africa, Asia, Latin America
26	<i>Neoseiulus wearnei</i> Schicha, 1987	2000	Australia
27	<i>Neoseiulus makuwa</i> Ehara, 1972	1991	Asia
28	<i>Phytoseiulus longipes</i> Evans, 1958	1989	North America
		1990	Europe
29	<i>Phytoseiulus macropilis</i> Banks, 1904	1980	Latin America
30	<i>Phytoseiulus persimilis</i> Athias-Henriot, 1957	1968	Europe, Africa, North and Latin America, Asia, Australia, New Zealand
31	<i>Phytoseius finitimus</i> Ribaga, 1904	2000	Europe
32	<i>Transeius montdorensis</i> Schicha, 1979	2004	Europe
		2003	Australia
33	<i>Typhlodromus pyri</i> Scheuten, 1857	1995	North America
		2000	Latin America
36	<i>Typhlodromus athiasae</i> Porath et Swirski, 1965	1990	Europe
		1995	Europe
37	<i>Typhlodromus doreenae</i> Schicha, 1987	2003	Europe





**Рисунок 1.** Масштабы производства клещей сем. Phytoseiidae (тысяч особей в неделю) (van Lenteren et al., 2020)

**Figure 1.** Production scale of the mite family Phytoseiidae (thousand individuals per week) (van Lenteren et al., 2020)

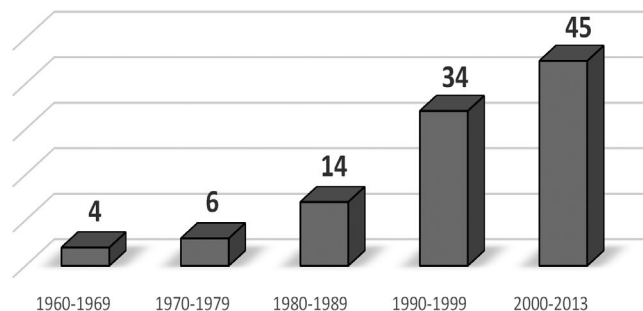
апробированных в 2010–2015 гг. сократилось в несколько раз по сравнению с 90-ми годами XX века (Cock et al., 2010, 2016). При этом число новых клещей сем. Phytoseiidae, введенных в практику защиты растений, росло неуклонно. Это показывает высокую значимость данной группы энтомофагов для защиты растений.

По пищевой специализации клещей сем. Phytoseiidae разделяют на 3 группы (McMurtry et al., 2013):

1. Узкие олигофаги, которые питаются клещами из рода *Tetranychus*.
2. Широкие олигофаги, питающиеся тетраниховыми клещами (сем. Tetranychidae) или тидеоидными клещами (сем. Tydeoidea).
3. Полифаги, в том числе питающиеся пылью.

В наименьшей степени освоены природные ресурсы клещей сем. Phytoseiidae с узкой пищевой специализацией. Единственным примером их широкого использования является колонизация *P. persimilis* против паутиных клещей рода *Tetranychus*. Основным сдерживающим фактором при использовании *P. persimilis* – это его высокая себестоимость, которая обусловлена необходимостью размножить хищника на опасном вредителе – обыкновенном паутином клеще. Существующие технологии предполагают, во-первых, выращивание жертвы на вегетирующих растениях, во-вторых, очистку биоматериала от вредителя, что усложняет технологический процесс и снижает качество готового продукта (Бондаренко, 1974; Fournier et al., 1985; Зенкова, Андреева, 2018).

Очевидно, что поиск новых видов из группы высокоспециализированных клещей сем. Phytoseiidae не позволит решить основную проблему при их производстве: разводить их необходимо на целевых жертвах, то есть вредителях. Практика последних 40 лет показывает, что из узкоспециализированных видов в теплицах востребован только один вид – *P. persimilis*. С нашей точки зрения, поиск новых видов узкоспециализированных клещей сем. Phytoseiidae нецелесообразен. Необходимо совершенствовать технологии производства *P. persimilis*, а не искать новые виды узких специалистов, разведение которых будет сопряжено с теми же проблемами, что и раньше – необходимостью выращивания вредителя на вегетирующих растениях и последующей чистки готового продукта.



**Рисунок 2.** Количество новых видов хищных клещей, введенных в практику защиты растений (van Lenteren et al., 2012, 2018)

**Figure 2.** New species of predatory mites used in biological control (van Lenteren et al., 2012, 2018)

Среди клещей сем. Phytoseiidae наиболее востребованы многоядные хищники-универсалы, которые пригодны для разведения на клещах-вредителях запасов. В биологическом контроле широко используются такие многоядные виды как *Typhlodromus pyri*, *N. cucumeris*, *N. barkeri*, *A. andersoni*, *T. montdorensis* (Knapp et al., 2018).

Поворотным моментом в истории применения клещей сем. Phytoseiidae стало появление на рынке в 2006 г. нового средиземноморского вида – *A. swirskii*, которого предполагалось использовать для подавления нескольких видов сосущих вредителей, прежде всего – против белокрылок и трипсов. Европейские сельхозпроизводители поначалу скептически относились к возможности расширения объемов применения биологического контроля в своих теплицах. Эта ситуация резко изменилась, когда в их продукции, продаваемой в немецких супермаркетах, были обнаружены высокие уровни остатков пестицидов. Под давлением рынка почти все производители овощей в защищенном грунте в течение 3 лет перешли на биологическую защиту растений от трипсов и белокрылки (Calvo et al., 2015). В результате *A. swirskii* стал видом с самым высоким оборотом на рынке энтомофагов (Knapp et al., 2018).

Ранее против белокрылок использовали преимущественно перепончатокрылых паразитоидов – энкарзию и эретмоцеруса. *A. swirskii* был первым видом из сем. Phytoseiidae, которого начали широко применять в борьбе с белокрылкой (Nomikou et al., 2001). Основные преимущества *A. swirskii* по сравнению с паразитоидами заключались в том, что хищный клещ многояден, следовательно, его можно вносить превентивно до того, как появятся целевые вредители. Благодаря этому всего за 10 лет объемы применения *A. swirskii* в защищенном грунте возросли в несколько раз, в т.ч. в России (Calvo et al., 2015, Красавина, Трапезникова, 2020).

Положительный опыт применения *A. swirskii* способствовал расширению ассортимента многоядных клещей сем. Phytoseiidae в системах биологической защиты растений в теплицах. В настоящее время против комплекса сосущих вредителей кроме *A. swirskii* широко применяются *N. cucumeris*, *Transeius montdorensis*, *A. limonicus*, *Iphiseius degenerans*. Эффективность этих видов определяют следующие ключевые факторы:

1) хищники сдерживают наиболее опасных вредителей защищенного грунта, в том числе западного цветочного трипса, табачную и оранжерейную белокрылку, а также широкого клеща *Polyphagotarsonemus latus*;

2) способны размножаться, питаясь пыльцой, что позволяет им выживать в агроценозе, когда целевых вредителей мало или они отсутствуют;

3) их производят на заменителях природного корма – клещах-вредителях запасов или полусинтетических питательных средах, что делает рентабельным крупномасштабное производство (Bolckmans et al., 2005; Buitenhuis et al., 2015; Calvo et al., 2015).

В России многоядные клещи сем. Phytoseiidae применялись в основном против трипсов. Наиболее востребованным долгое время оставался широко ареальный вид *N. cucumeris* (рис. 3), которого использовали против табачного и разноядного трипсов. Были разработаны отечественные технологии лабораторного и массового разведения, а также применения *N. cucumeris* в теплицах (Сучалкин, 1987; Сучалкин, Хусаинов, 2006; Доброхотов, 2008; Красавина и др., 2009; Мешков, Салобукина, 2013). Позже в результате повсеместного внедрения европейских технологий тепличного растениеводства на территории России, стала очевидной необходимость расширения ассортимента клещей сем. Phytoseiidae для контроля вредителей. Сейчас в отечественных системах биологической защиты растений широко используются виды

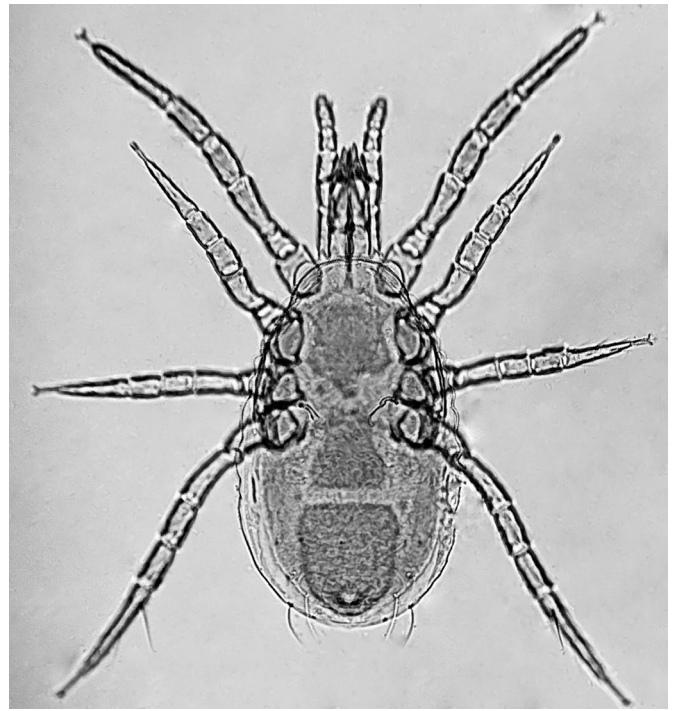


Рисунок 3. Самка *Neoseiulus cucumeris*

Figure 3. Female *Neoseiulus cucumeris*

тропической и субтропической фауны, такие, например, как *T. montdorensis* и *N. californicus* (Ильницкая, 2013; Мешков и др., 2017).

### Способы внесения

В большинстве случаев клещей сем. Phytoseiidae вносят на лист или у основания стебля россыпью вместе с субстратом, на котором разводили хищника. Используют ручное внесение или специальное оборудование, которое позволяет снизить трудозатраты, а также обеспечивает равномерное внесение хищных клещей по площади теплиц, что особенно важно на ранних этапах вегетации, когда листья растений не соприкасаются друг с другом и клещи ограничены в расселении.

В Европейских странах для расселения клещей с потоками воздуха используют распылители Airbug (расселение клещей с воздушной струей), а также системы BioBoo, которые представляют собой вращающиеся дискообразные контейнеры, которые закреплены на штанге опрыскивателя. Клещи рассеиваются из контейнеров по мере продвижения штанги по теплице (Orit et al., 2005; Buitenhuis et al., 2010).

Для сезонной и превентивной колонизации клещей сем. Phytoseiidae была разработана специальная технология упаковки готового продукта в пакеты-саше, что в отличие от стандартного внесения россыпью, позволяет избежать загрязнения теплицы сыпучим субстратом. Пакеты-саше развешивают на растениях. Наличие в пакетах корма для хищников замедляет их расселение и тем самым снижает затраты на защитные мероприятия за счет сокращения норм и кратности выпусков (Sampson, 1998). В пакеты помещают хищных клещей, их лабораторных жертв в качестве корма и сыпучий субстрат-наполнитель (отруби, опилки). Исходно предполагалось, что хищники будут размножаться в пакетах-саше, питаясь клещами-вредителями запасов. По мере размножения они будут

расселяться из пакетов по теплице в течение нескольких недель. Таким образом, предполагалось организовать микро-очаги размножения клещей сем. Phytoseiidae в теплице (внутри пакетов на растениях). Использование пакетов-саше должно было обеспечить стабильное присутствие хищников на растениях в течение 4–8 недель (van Weelden, 2017). В ряде случаев защитный эффект от внесения пакетов-саше был ниже ожидаемого. Можно предположить, что адаптированные к разведению на лабораторных жертвах хищники оставались в пакетах до полного уничтожения привычного корма и только затем начинали расселение.

На цветочных или декоративных культурах, которые не содержат пыльцы, пакеты-саше необходимо регулярно обновлять. На горшечных растениях распространение хищных клещей, выпущенных из саше, ограничено, поскольку растения широко разнесены друг от друга; большинство хищников остается на тех растениях, где они были выпущены (Buitenhuis et al., 2010, 2014). Чтобы преодолеть эти трудности, были разработаны небольшие саше для каждого растения (Valentin, 2017), а также саше, объединенные в ленты, которые служили своеобразными мостами для расселения хищников между растениями, что особенно важно при защите молодых и/или некрупных растений, листья которых не соприкасаются.

Успешной колонизации клещей также способствует наличие непищевых ресурсов: мест для откладки яиц и укрытий, которыми обычно служит мульчирующий слой на поверхности почвенного или минерального субстрата (Messelink et al., 2014; Pekas, Wäckers, 2017). В условиях промышленных теплиц на многолетних посадках роз

было показано, что в мульчирующий слой можно добавлять акароидных клещей в качестве подкормки для клещей сем. Phytoseiidae. Кормовых клещей вносили в мульчу для поддержания популяции *A. swirskii* на наземных частях растений. В мелкоделяночных опытах это увеличивало количество хищных клещей в 4 раза по сравнению с контрольными растениями. В результате повысилась биологическая эффективность борьбы с трипсами, которую оценивали по снижению поврежденности листьев и цветов. Несмотря на то, что *A. swirskii* по своим биотопическим предпочтениям относится к хортобионтам и обитает в основном на листьях, были отмечены его активные миграции между растениями и мульчей, где хищник питался астигматидными клещами (Muñoz-Cárdenas et al., 2017). Аналогичным образом мульчирование субстрата позволило усилить защитный эффект превентивной колонизации *A. swirskii* против трипсов и белокрылки на различных декоративных культурах (Grosman et al., 2014).

В садковых опытах было показано, что обогащение мульчи различными добавками (дрожжи, отходы

картофельной промышленности, органические вещества) стимулирует рост численности хищников (Settle et al., 1996; Grosman, de Groot, 2011; Navarro-Campos et al., 2012; Neves-Esteca et al., 2020). Несмотря на многообещающие результаты небольших экспериментов, сельхозпроизводители не приняли эту технологию. Вероятно, это связано с увеличением трудозатрат при мульчировании, а также с тем, что система эффективна преимущественно в краткосрочной перспективе – не более 6 недель, что сопоставимо с результатами от растянутого внесения с использованием пакетов-саше (Grosman et al., 2014). Эти методы также несут в себе риск того, что хищники переключатся с питания целевыми вредителями на почвенные организмы (Holt, 1977; Birkhofer et al., 2008). Кроме того, колонизируемые клещи сем. Phytoseiidae могут быть вытеснены другими хищными клещами, которые обитают в почве и будут с высокой степенью вероятности мигрировать в мульчирующий слой в поисках корма (Messelink, van Holstein-Saj, 2007, 2011).

### Сезонная колонизация и наводняющие выпуски

В основе сезонной колонизации лежит механизм саморегуляции популяций хищника и жертвы. Выпуск энтомофагов проводят при низкой численности вредителя. Сезонная колонизация рентабельна за счет низких норм внесения энтомофагов при условии их размножения.

Единственным видом из сем. Phytoseiidae, который по своим экологическим и поведенческим особенностям пригоден для долгосрочной сезонной колонизации является акарифаг *P. persimilis*. Это обусловлено, прежде всего, способностью хищника накапливаться в агроценозе, а также его интенсивным расселением по всей площади теплицы при наличии диффузного очага вредителя – паутинного клеща (Прушинский, 1979; Акимов, Колодочка, 1991; Ущекон, 1996; Козлова, Моор, 2012; Migeonetal. 2019). Возможно, благодаря именно этим экологическим особенностям *P. persimilis* стал первым видом из сем. Phytoseiidae, который нашел широкое применение в защите растений (Bravenboer, Dosse, 1962; Бондаренко, 1974). Его эффективность на овощных и цветочных культурах достигает 80–90%, что считается весьма высоким уровнем контроля вредителя в биологической защите растений. *P. persimilis* применяют в основном методом сезонной колонизации, которая предполагает инокуляцию хищника в небольших объемах с дальнейшим его размножением и расселением по всей площади теплицы. Защитный эффект при данном способе применения обеспечивают в основном потомки выпущенных особей (Бегляров, 1976; Чалков, 1986).

Многоядные виды из сем. Phytoseiidae (виды *Amblyseius spp.*, *Neoseiulus spp.*, *Transeius montdorensis*) гораздо реже размножаются в теплицах, их расселение в агроценозе ограничено и, как следствие, защитный эффект от их инокуляции менее стабилен. Поэтому кратности и нормы выпуска этих хищников, как правило, гораздо выше, чем для *P. persimilis*. При наличии вредителей рекомендованная норма 100–200 особей на метр квадратный с

частотой выпуска 2–3 раза в месяц (Ramakers, 1980; van Weelden, 2017). Данный способ представляет собой типичный пример наводняющих выпусков, основным отличием которых от сезонной колонизации является то, что защитный эффект обеспечивают в основном выпущенные особи, а не их потомки. При наводнении агроценоза энтомофагами плотность вредителя резко сокращается и это препятствует размножению хищников, поэтому нельзя рассчитывать на защитный эффект от их потомства (De Vach, 1964).

Многие зарубежные программы биологического контроля вредителей полагаются на стратегии наводняющих выпусков, когда энтомофагов периодически вносят в агроценоз в больших количествах (van Lenteren, 2003; Collier, Van Steenwyk, 2004). В частности, на цветочных и декоративных культурах клещей выпускают еженедельно, без обязательного размножения. Для этой цели специально разработаны ручные и автоматические системы выпуска клещей, чтобы сократить трудозатраты на внесение значительных объемов биоматериала. Разработка и внедрение автоматизированного оборудования для рассеивания хищных клещей в агроценозах сильно стимулировали их применение (Lanzoni et al., 2017).

Наводнение агроценоза хищниками приводит к формированию неестественно низких соотношений хищник-жертва (1:5–1:10), что ограничивает или ингибирует механизмы биоценотической регуляции между популяциями фитофага и энтомоакарифага. Это делает наводняющие выпуски весьма дорогостоящими, при этом защитный эффект не гарантирован из-за отсутствия размножения хищника. Поэтому наводняющие выпуски применяются, в основном, когда первые очаги вредителя были упущены и фитосанитарная ситуация в теплице вышла из-под контроля. Иными словами наводнение – это не сознательный выбор агронома, а следствие несовершенства системы мониторинга.

### Превентивная колонизация: заменители природного корма, растения-накопители и внутрigrупповое хищничество

Превентивная или профилактическая колонизация (выпуск энтомофага до появления вредителя) был разработан преимущественно для того, чтобы скомпенсировать недостатки фитосанитарного мониторинга, а именно его низкую разрешающую способность, зависимость от человеческого фактора. Превентивную колонизацию впервые апробировали в экспериментах на *P. persimilis*. При отсутствии вредителя в теплице выпуск хищника проводили в сочетании с контролируемым (предварительным) выпуском вредителя. Метод получил название «pest in first» или «вредитель вначале» (Hussey et al., 1965).

Стратегия «вредитель вначале» использовалась для превентивной колонизации специализированных акарифагов, которые могут выжить в теплице только при наличии их целевой жертвы. *P. persimilis* в теплице невозможно поддержать заменителями природного корма (пыльцой, яйцами чешуекрылых и др.). Стратегия «вредитель вначале» предполагает внесение паутинного клеща в теплицу для колонизации *P. persimilis*. Этот подход с успехом применялся с середины 1960-х годов до начала 2000-х (Hussey et al., 1965; Gould et al., 1969; Markkula, Tiittanen, 1976; Havelka, Kindlmann, 1984; Waite, 2001; Bolckmans, Tetteroo, 2002). Но с появлением современных теплиц от него полностью отказались. Следует отметить, что сельхозпроизводители, независимо от типа теплиц, как правило, неохотно выпускают вредителей из-за риска нанесения ущерба урожаю (Parf et al., 1976; Starý, 1993). Но в современных промышленных теплицах, которые характеризуются высокой степенью изоляции и поэтому долгое время остаются свободными от вредителей, предварительный выпуск паутинного клеща является неоправданным риском. Кроме того, высокая урожайность современных теплиц позволяет увеличить расходы на защиту растений и выпускать *P. persimilis* превентивно каждую неделю.

В отличие от *P. persimilis* превентивная колонизация многоядных видов не требует предварительного заселения теплицы вредителями, так как данных хищников можно поддерживать в теплице на заменителях природных кормов. В силу своей широкой пищевой специализации данные хищники пригодны для профилактических выпусков в теплицу до появления вредителя. Поэтому в последние годы значительно возрос интерес к стратегиям, позволяющим формировать очаги энтомоакарифагов на суррогатных кормах (Messelink et al., 2014; Pijnakker et al., 2017). В современном тепличном растениеводстве были использованы цисты артемии, акароидные клещи, синтетические и полусинтетические питательные среды (van Rijn et al., 2002; Wäckers, 2005; Lundgren, 2009; Messelink et al., 2014). При возделывании ряда сельскохозяйственных культур, которые не продуцируют пыльцу, подкормки вносили в увеличенных объемах (Wäckers et al., 2007).

Яйца мельничной огневки *Ephesia kuehniella* широко используют в качестве адаптогена для сезонной колонизации хищных энтомоакарифагов. Высокая питательная ценность яиц *E. kuehniella* обеспечивает развитие и размножение многих членистоногих. Основным фактором,

ограничивающим использование яиц *E. kuehniella*, является их стоимость, которая в среднем составляет 400 евро за 1 кг (Nguyen et al., 2014). Кроме того, их нужно хранить замороженными. При этом яйца быстро высыхают после внесения на растение. Из-за высокой стоимости яйца *E. kuehniella* редко используются для разведения хищных клещей. Однако этот корм оказался пригодным для стимуляции откладки яиц у целого ряда видов: *Gaeolaelaps aculeifer* и *Stratiolaelaps scimitus* (Navarro-Campos et al., 2016); *Iphiseius degenerans* (Vantornhout et al., 2004), *A. swirski* (Nguyen et al., 2014) и *Amblydromalus limonicus* (Vangansbeke et al., 2014c). Производительность массового разведения хищных клещей на яйцах *E. kuehniella* может варьировать в зависимости от условий хранения яиц и влажности окружающей среды в культуре (Vangansbeke et al., 2014c; Leman, Messelink, 2015). Отмечено, что личинки *A. limonicus* с трудом прокалывают хорион яиц *E. kuehniella*, который затвердевает при низкой влажности воздуха (Liu, Zhang, 2017).

Было изучено несколько вариантов суррогатного корма для замены яиц *E. Kuehniella* в массовом разведении энтомоакарифагов, а также при колонизации в теплицах. Оптимальным заменителем яиц мельничной огневки считаются декапсулированные (очищенные от хитиновой оболочки) цисты *Artemia spp.*, которые широко используются в качестве корма для рыб. Их преимущество заключается в том, что они могут храниться годами в сухом виде и не требуют замораживания в отличие от яиц *E. kuehniella*. Цисты артемии сохраняют свою пищевую ценность дольше, чем яйца *E. kuehniella* при внесении (Messelink et al., 2014; Vandekerckhove et al., 2016), кроме того, они дешевле яиц мельничной огневки (Nguyen et al., 2014). Однако в зависимости от качества цисты артемии существенно различаются по питательности и соответственно по стоимости. Цена высококачественного продукта примерно такая же, как у яиц *E. kuehniella*. Еще одним фактором, сдерживающим широкое применение артемии, является «рыбный запах», который остается в теплице при высоких нормах внесения цист на растения.

При тестировании цист *Artemia salina* в качестве подкормки были получены противоречивые данные. В частности, в производственных условиях на посадках хризантемы не выявлено позитивного эффекта цист артемии на выживаемость и размножение *A. swirskii* (Hoogerbrugge et al., 2008; Lemon, Masselink, 2015). На диете из декапсулированных цист *Artemia franciscana* в лабораторных исследованиях выявлено полное развитие *I. degenerans*, *A. swirskii* и *A. limonicus*. При подкормке *A. swirskii* этим видом артемии хищник выживал в производственных условиях на хризантемах и растениях плюща (Nguyen et al., 2014; Vangansbeke et al., 2014c, 2016a). Одновременно с этими данными в литературе есть сведения о низкой эффективности декапсулированных цист артемии как суррогатного корма для *A. swirskii* (Vangansbeke et al., 2016a). Несогласованность результатов между исследованиями может быть объяснена неполной декапсуляцией цист, разным уровнем их гидратации, а также значительными различиями в их качестве. Выявлены различия в составе

между цистами артемии различного происхождения, что также может повлиять на их пищевую ценность (De Clercq et al., 2005a).

В последнее время для подкормки клещей сем. Phytoseiidae в агроценозах широко используются *Thyreophagus entomophagus* и *Suidasia medanensis* (Sánchez et al., 2019), *Aleuroglyphus ovatus* (Xia et al., 2012; Ferrero et al., 2016; Rueda-Ramírez et al., 2018), *Carpoglyphus lactis* (Nguyen et al., 2013) и *Tyrophagus putrescentiae* (Pirayeshfar et al., 2020).

Остаются малоисследованными вопросы о том, какое побочное влияние могут оказывать акароидные клещи на вегетирующие растения. Известно, что незначительные повреждения может вызывать мучной клещ *Acarus siro* и гниlostный клещ *T. putrescentiae* (Hoogerbrugge et al., 2008; Vila et al., 2017).

Для того, чтобы исключить риск повреждений растений были тестированы подкормки, содержащие замороженных кормовых клещей. В некоторых случаях заморозка снижала качество корма и/или его привлекательность для хищников. Например, на растениях хризантемы численность *A. swirskii* при питании замороженным *T. putrescentiae* оставалась стабильной, в то время как в контрольном варианте (при подкормке живыми клещами) отмечено размножение хищника (Pirayeshfar et al., 2020).

Некоторые сельхозпроизводители вносят яйца клещей *C. lactis* или *T. entomophagus*, чтобы поддержать превентивную колонизацию клещей сем. Phytoseiidae. Разработан гелевый продукт, который защищает яйца кормовых клещей при их внесении и увеличивает срок использования данной подкормки (Ferrero et al., 2016). Использование этого продукта стимулировало рост популяции *A. swirskii* на растениях огурца, что привело к повышению биологической эффективности выпуска против белокрылки по сравнению с эталоном.

Использование *C. lactis* или *T. entomophagus* в качестве подкормки для хищников в теплицах имеет одно основное преимущество – производство данных видов клещей технологично (Ramakers, van Lieburg, 1982; Castagnoli, 1989). Главный недостаток их массового применения заключается в том, что они могут вызывать проблемы со здоровьем у работников, включая дерматит, аллергию и анафилаксию (Iglesias-Souto et al., 2009; Fernández-Caldas et al., 2014; Liu, Zhang, 2017; Mullen, O'Connor, 2019; Pirayeshfar et al., 2020).

Весьма распространенной разновидностью подкормок хищных клещей в теплицах является пыльца, которая рекомендована для поддержания в основном тех видов, которые могут завершать развитие и откладывать яйца, питаясь исключительно данным видом корма (Onzo et al., 2005; Goleva, Zebitz, 2013; Adar et al., 2014; Ferreira et al., 2020; Pascua et al., 2020). В присутствии пыльцы эффективность колонизации хищников повышалась в борьбе с разными видами вредителей: паутиными клещами (Saber, 2013; Duarte et al., 2015; Pijnakker et al., 2016), трипсами (Ramakers, 1990; van Rijn et al., 1999) и белокрылкой (Nomikou et al., 2010). Есть предположение, что питание пыльцой способствует выживанию на ювенильных стадиях развития, когда хищникам сложно справиться с добычей, которая крупнее их, как например,

с личинками трипсов, которым свойственно агрессивное защитное поведение (Cloutier, Johnson, 1993; Buitenhuis et al., 2014). Однако в ходе производственных испытаний было выявлено, что пыльца целого ряда растений может стимулировать развитие трипсов, а также отвлекает шмелей от опыления (van Rijn et al., 2002; Wäckers et al., 2007). Поэтому для использования в теплицах была рекомендована пыльца рогоза, которая отличается низкой пищевой ценностью для трипсов (Hulshof et al., 2003). Кроме того, она не привлекает насекомых-опылителей (Schmidt et al., 1989).

Для повышения эффективности превентивной колонизации энтомофагов подкормки чаще всего вносят на защищаемые растения по всей площади теплицы. Это наиболее простой, но вместе с тем весьма затратный метод из-за значительных объемов их внесения. Существует более рациональный способ поддержания выпущенных хищников – создание искусственных очагов их размножения на растениях-накопителях (banker plants). В качестве подкормок чаще всего используют пыльцу, реже – живых жертв, которыми являются безопасные для растений клещи (табл. 2).

Растения-накопители широко используют для превентивной колонизации многоядных видов из родов *Amblyseius*, *Iphiseius*, *Neoseiulus*, *Euseius* (van Rijn and Tanigoshi, 1999; Pratt and Croft, 2000a). В основном на растениях-накопителях формируют очаги тех видов, которые могут откладывать яйца, питаясь исключительно заменителями природного корма (пыльцой и другими подкормками), что делает возможным не только поддержание жизнеспособности выпущенных особей, но и получение потомства хищников в теплице.

Таким образом, использование растений-накопителей позволяет: 1) уменьшить расход вносимого биоматериала; причем уменьшаются не только нормы внесения подкормок, но и самих хищников, 2) повысить эффективность хищников за счет повышения их жизнеспособности и/или размножения, 3) привлечь природных энтомофагов (Schoen, 2000; Huang et al., 2011). Все это снижает затраты на биологическую защиту растений. Например, высоко рентабельным было признано использование растений-накопителей при колонизации *Amblyseius degenerans* против западного цветочного трипса на сладком перце (Ramakers, Voet, 1995). Накопление хищника проводили на растениях цветущей клещевины и фасоли. Подкормкой служила пыльца, как самих растений-накопителей, так и внесенная дополнительно. Основным недостатком данной технологии является ее инертность: для достижения гарантированного защитного эффекта необходимо начинать колонизацию за несколько недель до предположительного появления вредителя.

Кроме того, эффективность данного способа защиты определяется тем, насколько интенсивно проходит миграция хищников с растений-накопителей на защищаемые растения в теплице. Расселение хищников не обязательно происходит в достаточном количестве.

Другой сложностью при использовании растений-накопителей является необходимость совмещать несколько видов хищников в одном искусственном очаге. Расширение ассортимента видов растений-накопителей удорожает

**Таблица 2.** Колонизация клещей сем. Phytoseiidae с использованием растений-накопителей (по Huang et al., 2011)

Вид растения	Подкормка	Вид хищного клеща	Целевой вредитель	Защищаемая культура	Ссылка
Клещевина ( <i>Ricinus communis</i> Linnaeus, 1753)	Пыльца, экстрафлоральный нектар	<i>Amblyseius swirskii</i> Athias-Henriot, 1962	Белокрылки	Овощные в теплице	Hoogerbrugge et al., 2009
Агератум мексиканский ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	Пыльца	<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	Галловые четырёхногие клещи <i>Eriophyes macrotrichus</i> Nalepa, 1889	Греб, открытый грунт (зелёные насаждения)	Huang et al., 2011
Ипомея пурпурная ( <i>Ipomoea purpurea</i> Roth, 1787)					
Агератум мексиканский ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	Пыльца	<i>Neoseiulus cucumeris</i> , Oudemans, 1930	Западный цветочный трипс <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Тепличная культура	Messelink et al., 2005
Ипомея пурпурная ( <i>Ipomoea purpurea</i> Roth, 1787)					
Агератум мексиканский ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	Пыльца	<i>Euseius finlandicus</i> Oudemans, 1915	Западный цветочный трипс <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Тепличная культура	Ramakers, Voet, 1995, 1996; van Rijn, Tanigoshi, 1999
Клещевина ( <i>Ricinus communis</i> , 1753)	Пыльца, экстрафлоральный нектар	<i>Amblyseius swirskii</i> Athias-Henriot, 1962	Западный цветочный трипс <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Тепличная культура	Huang et al., 2011
Клещевина ( <i>Ricinus communis</i> , 1753)	Пыльца, экстрафлоральный нектар	<i>Iphiseius degenerans</i> Berlese, 1889	Западный цветочный трипс <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Тепличная культура	Huang et al., 2011
Клещевина ( <i>Ricinus communis</i> , 1753)	Пыльца, нектар	<i>Iphiseius degenerans</i> Berlese, 1889	Западный цветочный трипс <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Альстремерия (теплица)	Huang et al., 2011
Агератум мексиканский ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	Сок растений, пыльца	<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	Галловые четырёхногие клещи <i>Phytoptus canestrinii</i> Nalepa, 1891	Самшит, открытый грунт (зелёные насаждения)	Huang et al., 2011
Агератум мексиканский ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	Пыльца	<i>Amblyseius degenerans</i> Berlese, 1889	Паутинные клещи, трипсы	Сладкий перец, огурец (теплица)	Ramakers, Voet, 1995, 1996
Туя западная ( <i>Thuja occidentalis</i> Linnaeus, 1753)	Еловый паутинный клещ ( <i>Oligonychus ununguis</i> Jacobi, 1905)	<i>Neoseiulus fallacies</i> Garman, 1948	Обыкновенный паутинный клещ ( <i>Tetranychus urticae</i> Koch, 1836)	Теплицы, открытый грунт	Pratt, Croft 2000a, 2000b
Рододендрон ( <i>Rhododendron</i> sp. Linnaeus, 1753)	Еловый паутинный клещ ( <i>Oligonychus ununguis</i> Jacobi, 1905)	<i>Neoseiulus fallacies</i> Garman, 1948	Обыкновенный паутинный клещ ( <i>Tetranychus urticae</i> Koch, 1836)	Теплицы, открытый грунт	Pratt and Croft 2000a, 2000b

систему защиты. Поэтому, как правило, подбирают вид, пригодный для хищников и паразитоидов из различных систематических групп, в том числе клопов-мирид, антокорид, златоглазок, наездников-афидиид, галлиц, сирфид (Lambert et al., 2005; Bielza, 2016). Однако, если растения-накопители используют для колонизации нескольких энтомофагов, возможны побочные негативные эффекты – межвидовая конкуренция за общий пищевой ресурс (заменитель природного корма) и внутригрупповое хищничество (intraguild predation = IGP). Этим термином обозначают межвидовые взаимодействия, когда хищник-полифаг конкурирует с другими хищниками за общий

ресурс (популяция фитофага) и при этом поедает своих конкурентов. Внутригрупповое хищничество сочетает в себе конкуренцию (в форме интерференции и эксплуатации) и собственно хищничество как способ питания.

Если межвидовая конкуренция за пищу легко преодолевается путем внесения подкормок в достаточном объеме, то в случае с внутригрупповым хищничеством требуются предварительные исследования межвидовых взаимодействий тех энтомофагов, которые используются совместно. Более подробно этот аспект применения клещей сем. Phytoseiidae отражен в следующем разделе данного обзора.

**Table 2.** Releasing mites in the family Phytoseiidae using banker plants (modified from Huang et al., 2011)

Banker Plants	Herbivores / Foods	Beneficials	Target pests	Crops	Source
Castor bean ( <i>Ricinus communis</i> Linnaeus, 1753)	pollen, extrafloral nectar	<i>Amblyseius swirskii</i> Athias-Henriot, 1962	Whiteflies	Greenhouse	Hoogerbrugge et al., 2009
Floss flower ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	pollen	<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	<i>Eriophyes macrotrichus</i> Nalepa, 1889	Hornbeam, (Field)	Huang et al., 2011
Common morning glory ( <i>Ipomoea purpurea</i> Roth, 1787)					
Floss flower ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)					
Common morning glory ( <i>Ipomoea purpurea</i> Roth, 1787)	pollen	<i>Neoseiulus cucumeris</i> , Oudemans, 1930			
Floss flower ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	pollen	<i>Euseius finlandicus</i> Oudemans, 1915			
Castor bean ( <i>Ricinus communis</i> , 1753)	pollen, extrafloral nectar	<i>Amblyseius swirskii</i> Athias-Henriot, 1962	<i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Greenhouse	Messelink et al., 2005
Castor bean ( <i>Ricinus communis</i> , 1753)	pollen, extrafloral nectar	<i>Iphiseius degenerans</i> Berlese, 1889	<i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Greenhouse	Ramakers, Voet, 1995, 1996; van Rijn, Tanigoshi, 1999
Castor bean ( <i>Ricinus communis</i> , 1753)	pollen, nectar	<i>Iphiseius degenerans</i> Berlese, 1889	<i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande, 1895	Greenhouse	Huang et al., 2011
Floss flower ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	plant sap, pollen	<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	<i>Phytoptus canestrinii</i> Nalepa, 1891	boxwood (Field)	Huang et al., 2011
Floss flower ( <i>Ageratum mexicanum</i> Sims)	pollen	<i>Amblyseius degenerans</i> Berlese, 1889	spider mites, thrips	sweet pepper, cucumber (Greenhouse)	Ramakers, Voet, 1995, 1996
Arborvitae ( <i>Thuja occidentalis</i> Linnaeus, 1753)	<i>Oligonychus ununguis</i> Jacobi, 1905	<i>Neoseiulus fallacies</i> Garman, 1948	<i>Tetranychus urticae</i> Koch, 1836	Greenhouse, Field	Pratt, Croft 2000a, 2000b
Rhododendron ( <i>Rhododendron sp.</i> Linnaeus, 1753)	<i>Oligonychus ununguis</i> Jacobi, 1905	<i>Neoseiulus fallacies</i> Garman, 1948	<i>Tetranychus urticae</i> Koch, 1836)	Greenhouse, Field	Pratt and Croft 2000a, 2000b

### Совместное применение с другими энтомофагами

Внутригрупповое хищничество клещей сем. Phytoseiidae в отношении других энтомофагов вызывает побочные негативные эффекты при их совместной колонизации с другими хищниками (Сакмак et al., 2006; Hatherly et al., 2005). При колонизации многоядных видов в составе комплекса энтомофагов они могут быть опасны для других хищников, особенно когда потенциальная жертва находится на эмбриональной или личиночной стадии развития (ювенильная конкуренция). Ярким примером негативного влияния клещей сем. Phytoseiidae на других хищников при совместной колонизации является поедание яиц и личинок галлицы *Aphidoletes aphidimyza* хищным клещом *A. swirskii* (Messelink et al., 2011). В

данном исследовании внутригрупповое хищничество привело к катастрофическому снижению численности галлицы и как следствие – к вспышке размножения персиковой тли.

Внутригрупповое хищничество снижает эффективность колонизации энтомофагов как при использовании растений-накопителей, но и при стандартном внесении хищников по всей площади теплиц. Однако наиболее остро эта проблема проявляется именно при превентивной колонизации, когда целевая жертва (вредитель) отсутствует, а нескольких видов энтомофагов сконцентрированы в искусственных очагах на растениях-накопителях.

### Совместное применение с пестицидами и возможности селекции на резистентность

Системы интегрированной защиты растений в теплицах в значительной степени базируются на использовании биологического контроля вредителей. Однако применение пестицидов периодически необходимо, например, при появлении новых инвазивных вредителей. Найти в короткий срок эффективного энтомофага против нового вредителя весьма затруднительно, поэтому проводят химическую обработку. Кроме того, пестициды применяют при вспышках массового размножения, когда выпуск энтомофагов нерентабелен и неэффективен (van Lenteren et al., 2020). Помимо инсектицидов, в теплицах проводят обработки от болезней химическими фунгицидами, которые могут оказывать негативное побочное действие на энтомокарифагов в том числе на клещей сем. Phytoseiidae (Sukhoruchenko et al., 2021). Поэтому технологии их совместного применения с пестицидами являются необходимым элементом систем интегрированной защиты в современных теплицах (Sukhoruchenko et al., 2018).

Долгое время фитосанитарные технологии базировались на чередовании обработок и выпусков энтомофагов с учетом сроков ожидания, которые определялись токсичностью и персистентностью пестицидов (Sukhoruchenko et al., 2015). В наши дни тепличные хозяйства перешли на постоянную колонизацию энтомофагов (standing army

strategy) и широкое применение шмелей-опылителей, что подразумевает постоянное присутствие полезных насекомых и клещей в теплицах. Химические обработки используют эпизодически, как средство защиты в чрезвычайных ситуациях (вспышки особо опасных вредителей и/или появление новых инвазивных). Следовательно, нужны хищники, выживающие под пестицидными обработками, чтобы применение химических препаратов не прерывало колонизацию энтомофагов, которые присутствуют в теплицах в течение всего культуроборота.

Следует отметить, что клещи сем. Phytoseiidae способны быстрее других энтомофагов адаптироваться к химическому прессу путем выработки резистентности к пестицидам. Среди энтомофагов из различных систематических групп наибольшее число резистентных популяций выявлено именно у клещей-фитосейид: 17 видов из 38 (APRD, 2015).

В таблице 3 приведены зарегистрированные случаи возникновения спонтанной резистентности в популяциях клещей сем. Phytoseiidae. Устойчивые популяции найдены преимущественно в садах, гораздо реже в защищенном грунте. Это объясняется тем, что на плодовых культурах интенсивность обработок значительно выше по сравнению с тепличными агроценозами овощных

Таблица 3. Резистентные к пестицидам популяции клещей сем. Phytoseiidae

Вид	Препарат	Уровень резистентности	Культура	Страна	Ссылки
<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	Азинфос-метил	нет данных	Яблоня	Италия	Gambara, 1975
<i>Neoseiulus californicus</i> McGregor, 1954	Фосмет	10	Яблоня	Уругвай	Croft et al., 1976
	Азинфос-метил	нет данных			
<i>Neoseiulus fallacis</i> Garman, 1948	Азинфос-метил	100–1000	Яблоня	США	Croft et al., 1976
	Карбарил	25–77			
	Диазинон	119			
<i>Euseius hibisci</i> Chant, 1959	Паратион	102–152	Цитрус	США	Croft, Meyer, 1973
	Паратион	нет данных			
<i>Phytoseiulus persimilis</i> Athias-Henriot, 1957	Паратион	>143	Яблоня	Уругвай	Croft et al., 1976
	Диазинон	292			
<i>Typhlodromus occidentalis</i> Nesbitt, 1951	Азинфос-метил	33	Овощные в теплицах	Нидерланды	Schulten et al., 1976
				США	Croftand, Jeppson, 1970
<i>Typhlodromus pyri</i> Scheuten, 1857	Азинфос-метил	101–104	Яблоня	Канада	Ahlstromand, Rock, 1973
				США	Watveand, Lienk, 1976
<i>Neoseiulus californicus</i> McGregor, 1954	Азинфос-метил	10–42	Яблоня	Новая Зеландия	Penman et al., 1976
				Хлорфенапир, Фенпироксимат, Цигексатин	нет данных
<i>Phytoseiulus macropilis</i> Banks, 1904	Дельтаметрин	3500	Декоративные культуры	Бразилия	Poletti, Omoto, 2012
<i>Kampimodromus aberrans</i> Oudemans, 1930	Хлорпирифос	145	Яблоня, виноград	Италия	Tirello et al., 2012
<i>Neoseiulus longispinosus</i> Evans, 1952	Фенпропатрин, Хлорпирифос, Абамектин	нет данных	Овощные в теплицах	Китай	Zhao et al., 2013



**Table 3.** Pesticide resistance in populations of mites in the family Phytoseiidae

Species (Family)	Pesticide	Fold resistance level	Crop	Location	Selected references
<i>Amblyseius andersoni</i> Chant, 1957	Azinphosmethy	not calculated	Apple	Italy	Gambaro, 1975
<i>Neoseiulus californicus</i> McGregor, 1954	Phosmet	10	Apple	Uruguay	Croft et al., 1976
	Azinphosmethyl	not calculated			
<i>Neoseiulus fallacis</i> Garman, 1948	Azinphosmethyl	100–1000	Apple	U.S.A.	Croft et al., 1976
	Carbaryl	25–77			
	Diazinon	119			
<i>Euseius hibisci</i> Chant, 1959	Parathion	102–152	Citrus	U.S.A.	Croft, Meyer, 1973
	Parathion	not calculated			
<i>Phytoseiulus persimilis</i> Athias-Henriot, 1957	Parathion	>143	Apple	Uruguay	Croft et al., 1976
	Diazinon	292			
<i>Typhlodromus occidentalis</i> Nesbitt, 1951	Demeton-methyl	33	Vegetables in the greenhouse	Netherlands	Schulten et al., 1976
	Azinphosmethyl	101–104		U.S.A.	Croftand, Jeppson, 1970
<i>Typhlodromus pyri</i> Scheuten, 1857	Azinphosmethyl	10–42	Apple	Canada	Ahlstromand, Rock, 1973
				U.S.A.	Watveand, Lienk, 1976
<i>Neoseiulus californicus</i> McGregor, 1954	Chlorfenapyr, Fenprothrin, Cyhexatin	not calculated	Strawberries	New Zealand	Penman et al., 1976
				Brazil	Sato et al., 2002, 2007
<i>Phytoseiulus macropilis</i> Banks, 1904	Deltamethrin	3500	Ornamental crops	Brazil	Poletti, Omoto, 2012
<i>Kampimodromus aberrans</i> Oudemans, 1930	Chlorfenapyr	145	Apple, grape	Italy	Tirello et al., 2012
<i>Neoseiulus longispinosus</i> Evans, 1952	Fenprothrin, Chlorfenapyr, Abamectin	not calculated	Vegetables in the greenhouse	China	Zhao et al., 2013

культур. Однако в некоторых случаях устойчивые к пестицидам популяции отмечены и в теплицах (табл. 3).

Подавляющее большинство резистентных популяций клещей сем. Phytoseiidae выявлено у видов с широкой пищевой специализацией (табл. 3). Одной из причин частого появления резистентных популяций у многоядных видов считается их способность найти пищу после применения пестицидов. Выжившие при обработке устойчивые особи специализированных энтомофагов, как правило, гибнут от голода, так как их целевая жертва уничтожена, или ее численность чрезвычайно низка (Tabashnik, Johnson 1999; Poletti, Omoto 2012). В отличие от специалистов (моно- и олигофагов) многоядные виды могут выживать и даже размножаться при питании заменителями природных кормов (например, пылью). Например, более высокая выживаемость многоядного вида *Euseius stipulatus* Athias-Henriot, 1960 по сравнению со специализированным акарифагом *P. persimilis* на цитрусовых культурах в Испании объясняется авторами именно различиями в пищевой специализации данных видов (Argolo et al., 2014). Косвенно это подтверждается данными лабораторных исследований, в которых при избытке корма резистентность в лабораторной популяции *P. persimilis* увеличилась в десять раз всего после семи поколений селекции с помощью дельтаметрина (Avella et al., 1985).

Система размножения клещей сем. Phytoseiidae, гаплодиплоидия в частности, способствуют быстрому формированию резистентности, так как рекомбинация происходит у диплоидных самок, а рецессивные гены устойчивости подвергаются отбору у гаплоидных самцов. Аналогичное явление отмечено у ряда сосущих вредителей (паутинный клещ, западный цветочный трипс, табачная белокрылка), для которых характерно быстрое формирование резистентности (van Leeuwen et al., 2010; Bielza, 2008; Fernández et al., 2009).

В большинстве случаев в качестве исходного материала для селекции энтомофагов используют коммерчески доступные культуры насекомых и клещей, которых производят на биотехнологических производствах. Возможно, это является причиной невысокой эффективности искусственного отбора на резистентность у многих групп энтомофагов. Есть мнение, что целесообразно использовать или природный материал, или интродуцированные лабораторные популяции, которые выработали резистентность в агроценозах путем естественного отбора (табл. 3).

Обычно устойчивость как признак имеет относительно простую генетическую архитектуру, определяемую единичными генами, локализованными в 2–3 группах сцепления (хромосомах). Поэтому с помощью методов индивидуального отбора возможно добиться гомозиготизации этих генов, что обеспечит стабильность селекционных

линий. Имеются данные, согласно которым устойчивость к пестицидам занимает второе место (после теплоустойчивости) среди признаков, по которым успешно проведена селекция насекомых (Bielza, 2016; Bielza et al.,

2020). Это свидетельствует о высокой перспективности селекции клещей сем. Phytoseiidae на резистентность к пестицидам.

### Заключение

Подавляющее большинство клещей сем. Phytoseiidae, используемых в защите растений, являются многоядными хищниками. Широкая пищевая специализация позволяет поддерживать их популяции в агроценозе на суррогатных кормах в отсутствии целевых вредителей, а также разводить данных энтомофагов на заменителях природного корма, что делает крупномасштабное производство технологичным.

Основной проблемой в применении клещей сем. Phytoseiidae является нестабильный защитный эффект в подавлении целевых вредителей. С нашей точки зрения это обусловлено следующими причинами:

- ✓ малыми размерами, из-за которых клещи питаются в основном насекомыми-вредителями на ранних стадиях преимагинального развития (яйцо, личинки младших возрастов); крупные жертвы, такие как имаго, не доступны для данных хищников;
- ✓ низкой расселительной активностью (в сравнении, например, с клопами);

- ✓ ограниченным размножением на местах выпуска даже при наличии вредителей.

Из-за перечисленных выше недостатков многоядные виды клещей сем. Phytoseiidae, как правило, используют методом превентивной колонизации в отсутствии вредителя, а также «живого инсектицида» при его наличии, т.е. выпускают без расчета на их размножение в теплице, что требует регулярного внесения биоматериала. Поэтому поиск новых видов, способных к размножению в тепличных агроценозах, и, как следствие, пригодных для долгосрочной сезонной колонизации, является весьма актуальным.

Высокая генетическая пластичность (гетерогенность), а также особенности их репродукции дают возможность создавать резистентные линии хищников с пониженной чувствительностью к пестицидам. Энтомофаги этой группы являются наиболее перспективными для использования в селекции на устойчивость к пестицидам.

Исследование выполнено при поддержке РНФ, проект № 20-66-47010.

### Библиографический список (References)

- Акимов ИА, Колодочка ЛА (1991) Хищные клещи в закрытом грунте. *Наукова думка*: 144
- Бегляров ГА (1968) Методические указания по массовому разведению и применению хищного клеща фитосейюлюса для борьбы с паутиными клещами в защищенном грунте на огурцах. М. Колос: 21
- Бегляров ГА (1976) Методические указания по массовому разведению и применению хищного клеща фитосейюлюса для борьбы с паутиным клещом в защищенном грунте на огурцах. М. Колос: 1–25
- Бондаренко Н В (1974) Методика разведения и применения фитосейюлюса. *Защита растений* (1):33–35
- Доброхотов СА (2008) Совершенствование методов разведения применения хищных клещей из рода *Amblyseius* для борьбы с трипсами в теплицах. Автореферат диссертации к.б.н. СПб.:19
- Зенкова АА, Андреева ИВ (2018) Производство и применение фитосейюлюса в Сибири. *Защита и карантин растений* (11):12–13
- Ильницкая ВИ (2013) *Amblyseius montdorensis* для надежного контроля белокрылки и трипса. *Гавриш* (6):26–27
- Козлова ЕГ, Моор ВВ (2012) Применение *Phytoseiulus persimilis* против паутинового клеща на разных сортах роз. *Защита и карантин растений* (12):16–20
- Красавина ЛП, Белякова НА, Зуева ЛИ, Осемеж НС и др. (2009) Способ разведения хищного клеща амблисейуса *Amblyseius cucumeris* Oud. Патент на изобретение RU 2351126
- Красавина ЛП, Трапезникова ОВ (2020) Лабораторная оценка пригодности разных видов кормовых клещей для разведения *Amblyseius swirskii* и *Neoseiulus cucumeris* (Mesostigmata, Phytoseiidae). *Вестник защиты растений* 103(3):177–181
- Мешков ЮИ, Салобукина НН (2013) Использование хищного клеща для защиты тепличных культур от калифорнийского трипса. *Гавриш* (2):20–23
- Мешков ЮИ, Яковлева ИН, Салобукина НН (2017) Биологические особенности акарифага *Neoseiulus californicus* и его использование на тепличных культурах в условиях РФ. *Теплицы России* (2):37–43
- Прушинский СА (1979) Интродукция *Phytoseiulus persimilis* и его применение в борьбе с паутиным клещом в Польше. В кн.: Доклады симпозиума ВПС/МОББ. Состояние интродукции и акклиматизации перспективных энтомофагов, акарифагов и фитофагов важнейших вредителей и сорняков в странах – членах ВПС/МОББ: 128–141
- Сухорученко ГИ, Белякова НА, Иванова ГП, Козлова ЕГ, Пазюк ИМ (2018) Принципы оценки токсичности пестицидов для членистоногих, используемых для борьбы с вредителями в теплицах. *Энтомологическое обозрение* (98):979–984
- Сухорученко ГИ, Белякова НА, Пазюк ИМ, Иванова ГП (2015) Токсическое действие тепличных инсектицидов на хищных клопов *Nesidiocoris tenuis* Reuter and *Macrolophus pygmaeus* H.-S. (Heteroptera, Miridae) *Энтомологическое обозрение* (95):1166–1173
- Сухорученко ГИ, Иванова ГП, Красавина ЛП, Козлова ЕГ, Трапезникова ОВ (2021) Tranquility Фунгицид «Транквилити» против членистоногих вредителей и хищных клещей в защищенных грунтах. *Энтомологическое обозрение* (101):287–298
- Сучалкин ФА (1987) Разработка биологического метода борьбы с табачным трипсом на огурцах в защищенном грунте. Автореферат диссертации к.б.н. Голицыно: 24

- Сучалкин ФА, Хусаинов РВ (2006) Автоматизированное оборудование для получения средств биологической защиты растений. *Гавриш* (3):24–26
- Ущекон АТ (1996) Практические советы по разведению и применению хищного клеща фитосейюлюса. *Защита растений* (3):43–44
- Чалков АА (1986) Биологическая борьба с вредителями овощных культур защищенного грунта. М. Колос: 95
- Abad-Moyano R, Urbaneja A, Schausberger P (2010) Intraguild interactions between *Euseius stipulatus* and the candidate biocontrol agents of *Tetranychus urticae* in Spanish clementine orchards: *Phytoseiulus persimilis* and *Neoseiulus californicus*. *Exp Appl Acarol* (50):23–34. <http://doi.org/10.1007/s10493-009-9278-7>
- Adar E, Inbar M, Gal S, Gan-Mor S, Palevsky E (2014) Pollen on-twine for food provisioning and oviposition of predatory mites in protected crops. *Biocontrol* (59):307–317. <http://doi.org/10.1007/s10526-014-9563-1>
- Ahlstrom DR, Rock GC (1973) Comparative studies on *Neoseiulus fallacis* and *Metaseiulus occidentalis* for azinphosmethyl toxicity and effects of prey and pollen on growth. *Ann Entomol Soc Am* (66):1109
- APRD (2015) Arthropod Pesticide Resistance Database, Michigan State University. <http://www.pesticideresistance.org>
- Argolo PS, Jacas JA, Urbaneja A (2014) Comparative toxicity of pesticides in three phytoseiid mites with different life-style occurring in citrus: *Euseius stipulatus*, *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus persimilis*. *Exp Appl Acarol* (62):33–46
- Avella M, Fournier D, Pralavorio M, Berge JB (1985) Sélection pour la résistance à la deltaméthrine d'une souche de *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot. *Agronomie* (5):177–180
- Beard JJ, Walter GH (2001) Host plant specificity in several species of generalist mite predators. *Ecological Entomology* (26):562–570. <http://doi.org/10.1046/j.1365-2311.2001.00367.x>
- Bielza P (2016) Insecticide resistance in natural enemies, in *Advances in Insect Control and Resistance Management*, ed. by Horowitz AR. Ishaaya, Springer, Heidelberg, Switzerland: 313–329
- Bielza P, Balanza V, Cifuentes D and Mendoza JE, (2020) Challenges facing arthropod biological control: identifying traits for genetic improvement of predators in protected crops. *Pest Manag Sci* (76):3517–3526. <https://doi.org/10.1002/ps.5857>
- Bielza P, Denholm I, Sterk G, Leadbeater A, Leonard P, Jørgensen LN (2008) Declaration of Ljubljana—the impact of a declining European pesticide portfolio on resistance management. *Outlooks Pest Manag* (19):246–248
- Birkhofer K, Wise DH, Scheu S (2008) Subsidy from the detrital food web, but not microhabitat complexity, affects the role of generalist predators in an aboveground herbivore food web. *Oikos* (117):494–500. <http://doi.org/10.1111/j.0030-1299.2008.16361.x>
- Bolckmans KJF, Houten YM, Van Baal AE, Castagnoli M, Nannelli R, et al (2005) Mite composition comprising Glycyphagidae and phytoseiid mites, use thereof, method for rearing a phytoseiid predatory mite, rearing system for rearing said phytoseiid predatory mite and methods for biological pest control on a crop. *Patent registered as PCT/NL2005/000899*
- Bolckmans KJF, Tetteroo ANM (2002) Biological pest control in eggplants in the Netherlands. (25):25–28
- Bravenboer L, Dosse G (1962) *Phytoseiulus riegeli* Dosseals predator einigerschadmilbenaus der *Tetranychus urticae* - Gruppe. *Entomol Exp Appl* (5):291–304. <http://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1962.tb00594.x>
- Buitenhuis R, Glemser E, Brommit A (2014) Practical placement improves the performance of slow release sachets of *Neoseiulus cucumeris*. *Biocontrol Science and Technology* (24):1153–1166. <http://doi.org/10.1080/09583157.2014.930726>
- Buitenhuis R, Murphy G, Shipp L, Scott-Dupree C (2015) *Amblyseius swirskii* in greenhouse production systems: A floricultural perspective. *Exp Appl Acarol* (65):451–464. <http://doi.org/10.1007/s10493-014-9869-9>
- Buitenhuis R, Shipp L, Scott-Dupree C (2010) Intra-guild vs extra-guild prey: effect on predator fitness and preference of *Amblyseius swirskii* (Athias-Henriot) and *Neoseiulus cucumeris* (Oudemans) (Acari: Phytoseiidae). *Bulletin of Entomological Research* (100):167–173. <http://doi.org/10.1017/S0007485309006944>
- Buitenhuis R, Shipp L, Scott-Dupree C, Brommit A, Lee W (2014) Host plant effects on the behavior and performance of *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae). *Exp Appl Acarol* (62):171–180. <http://doi.org/10.1007/s10493-013-9735-1>
- Buitenhuis R, Shipp L, Scott-Dupree C (2010) Dispersal of *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) on potted greenhouse chrysanthemum. *Biological Control* (52):110–114. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.03.010>
- Calvo FJ, Knapp M, van Houten YM, Hoogerbrugge H, Belda JE (2015) *Amblyseius swirskii*: What made this predatory mite such a successful biocontrol agent? - *Exp Appl Acarol* (65):419–433. <http://doi.org/10.1007/s10493-014-9873-0>
- Cakmak I, Janssen A, Sabelis MW (2006) Intraguild interactions between the predatory mites *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus persimilis*. - *Exp Appl Acarol*, (38):33–46. <https://doi.org/10.1007/s10493-005-6247-7>
- Castagnoli M (1989) Biology and possibilities of mass rearing of *Amblyseius cucumeris* (Oud.) (Acarina: Phytoseiidae) using *Dermatophagoides farinae* Hughes (Acarina: Pyroglyphidae) as prey. *Redia* (72):389–401
- Cloutier C, Johnson SG (1993) Interaction between life stages in a phytoseiid predator: western flower thrips prey killed by adults as food for protonymphs of *Amblyseius cucumeris*. - *Exp Appl Acarol* (17):441–449. <http://doi.org/10.1007/BF00120502>
- Cock MJW, Murphy ST, Kairo MTK, Thompson E, Murphy RJ, et al (2016) Trends in the classical biological control of insect pests by insects: an update of the BIOCAT database. *BioControl* (61):349–363. <http://doi.org/10.1007/s10526-016-9726-3>
- Cock MJW, van Lenteren JC, Brodeur J, Barratt BIP, Bigler F, et al (2010) Do new Access and Benefit Sharing procedures under the Convention on Biological Diversity threaten the future of biological control? *BioControl* (55):199–218. <http://doi.org/10.1007/s10526-009-9234-9>
- Collier T, van Steenwyk R (2004) A critical evaluation of augmentative biological control. *Biological*

- Control (31):245–256. <http://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2004.05.001>
- Croft BA, Briozzo J, Carbonell JB (1976a) Resistance to organophosphorus insecticides in the predaceous mite, *Amblyseius chilensis*, *J. Econ. Entomol* (69):563
- Croft BA, Jeppson LR (1970) Comparative studies on four strains of *Typhlodpomus occidentalis*, II. Laboratory toxicity of ten compounds common to apple pest control. *J. Econ. Entomol.* (63):1528
- Croft BA, Meyer RH (1973) Carbamate and organophosphorus resistance patterns in populations of *Amblyseius fallacis*, *Envipon Entomol* (2):691
- De Bach (1964) Biological Control of Insect Pests and Weeds. *Biological Control of Insect Pests and Weeds*
- De Clercq P, Arijis Y, Van Meir T, Van Stappen G, Sorgeloos P, et al. (2005a) Nutritional value of brine shrimp cysts as a factitious food for *Orius laevigatus* (Heteroptera: Anthocoridae). *Biocontrol Science and Technology* (15):467–479. <http://doi.org/10.1080/09583150500086706>
- Duarte MVA, Venzon M, Bittencourt MC, Bittencourt S, Rodriguez-Cruz FA, et al. (2015) Alternative food promotes broad mite control on chilli pepper plants. *Biocontrol* (60):817–825. <http://doi.org/10.1007/s10526-015-9688-x>
- Fernández E, Grávalos C, Haro PJ, Cifuentes D, Bielza P (2009) Insecticide resistance status of *Bemisiatabaci* Q-biotype in south-eastern Spain. *Pest Manag Sci* (65):885–891
- Fernández-Caldas E, Puerta L, Caraballo L (2014) Mites and allergy. *History of Allergy* (100):234–242. <http://doi.org/10.1159/000358860>
- Ferreira CT, Krug C, Moraes GJD (2020) Effect of pollen of different plant species on the oviposition of two phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) commonly found in citrus orchards in the Brazilian Amazonia. *Acarologia* (60):22–29. <http://doi.org/10.24349/acarologia/20204360>
- Ferrero M, Ben Soussan T, Brancaccio L, Maignet P (2016) Testing a new predator installation method in protected cucumber crop in Spain. 8th Symposium of the European Association of Acarologists: 54
- Fournier D, Millot P, Pralavorio M (1985) Rearing and mass production of the predatory mite *Phytoseiulus persimilis*. *Entomol Exp Appl* (38):97–100
- Gacheri C, Kigen T, Sigsgaard L (2015) Hot-spot application of biocontrol agents to replace pesticides in large scale commercial rose farms in Kenya. *BioControl* (60):795–803
- Gambaro PI (1975) Organophosphorus resistance in a peach orchard population of predaceous mites, *Estrat Inform Fitopath* (25):21
- Goleva I, Zebitz CPW (2013) Suitability of different pollen as alternative food for the predatory mite *Amblyseius swirskii* (Acari, Phytoseiidae). *Exp Appl Acarol* (61):259–283. <http://doi.org/10.1007/s10493-013-9700-z>
- Gould HJ, Hussey NW, Parr WJ (1969) Large scale commercial control of *Tetranychus urticae* Koch on cucumbers by the predator *Phytoseiulus persimilis* A.-H., In Proceeding in the 2nd International Congress (Acari): 383–388
- Grosman AH, Bernardo AG, Bloemhard CMJ, Messelink GJ, Janssen A (2014) Alternative prey on the soil increases density of *Amblyseius swirskii* and *Neoseiulus cucumeris* on the plant and improves thrips control. *IOBC/WPRS Bull* (102):84
- Grosman GM, de Groot E (2011) Combined use of a mulch layer and the soil-dwelling predatory mite *Macrocheles robustulus* (Berlese) enhance the biological control of sciarids in potted plants. *IOBC/WPRS Bull* (68):51–54
- Hatherly IS, Bale JS, Walters KFA (2005) Intraguild predation and feeding preferences in three species of phytoseiid mite used for biological control. *Exp Appl Acarol* (37), 43–55. <https://doi.org/10.1007/s10493-005-0358-z>
- Havelka J, Kindlmann P (1984) Optimal use of the “pest in first” method for controlling *Tetranychus urticae* Koch (Acarina, Tetranychidae) on glasshouse cucumbers through *Phytoseiulus persimilis* A.-H. (Acarina, Phytoseiidae). *Zeitschrift für Angewandte Mathematik und Physik*
- Holt RD (1977) Predation, apparent competition, and the structure of prey communities. *Theoretical Population Biology* (12):197–229. [http://doi.org/10.1016/0040-5809\(77\)90042-9](http://doi.org/10.1016/0040-5809(77)90042-9)
- Hoogerbrugge H, Boer R, Messelink G (2009) Properties – combating which infestations. URL [www.allaboutswirskii.com/Combating-which-infestations.11661.0.html](http://www.allaboutswirskii.com/Combating-which-infestations.11661.0.html)
- Hoogerbrugge H, van Houten Y, van Baal E, Bolckmans K (2008) Alternative food sources to enable establishment of *Amblyseius swirskii* (Athias-Henriot) on chrysanthemum without pest presence. *Entomol.* (98):254–263. <http://doi.org/10.1111/j.14390418.1984.tb02710.x>
- Huang N, Enkegaard A, Osborne LS, Ramakers PMJ, Messelink GJ, Juliette Pijnakker G, Murphy G (2011) The Banker Plant Method in Biological Control. *Critical Reviews in Plant Sciences* (30): 3, 259–278
- Hulshof J, Ketoja E, Vänninen I (2003) Life history characteristics of *Frankliniella occidentalis* on cucumber leaves with and without supplemental food. *Exp Appl Acarol* (108):19–32. <http://doi.org/10.1046/j.1570-7458.2003.00061.x>
- Hussey NW, Parr WJ, Gould HJ (1965) Observations on the control of *Tetranychus urticae* Koch on cucumbers by the predatory mite *Phytoseiulus riegeli* Dosse. *Exp Appl Acarol* (8):271–281. <http://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1965.tb00861.x>
- Iglesias-Souto J, Sánchez-Machín I, Iraola V, Poza P, González R, and Matheu V (2009) Oral mite anaphylaxis by *Thyreophagus entomophagus* in a child: a case report. *Clinical and Molecular Allergy*: 7–10. <http://doi.org/10.1186/1476-7961-7-10>
- Janssen A., Sabelis MW (2015) Alternative food and biological control by generalist predatory mites: the case of *Amblyseius swirskii*. *Exp Appl Acarol* (65):413–418. <http://doi.org/10.1007/s10493-015-9901-8>
- Kennett CE (1970) Resistance to parathion in the phytoseiid mite *Amblyseius hibiscus* J. *Econ. Entomol.* (63): 1999
- Knapp M, van Houten Y, van Baal E, Groot T (2018) Use of predatory mites in commercial biocontrol: Current status and future prospects. *Acarologia* (58):72–82. <http://doi.org/10.24349/acarologia/20184275>
- Lambert L, Chouffot T, Tureotte G, Lemieux M, Moreau J (2005) Biological control of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) on interplanted tomato crops with and without supplemental lighting using *Dicyphus hesperus* (Quebec, Canada). *IOBC/wprs Bull.* (28):175–178

- Lanzoni A, Martelli R, Pezzi F (2017) Mechanical release of *Phytoseiulus persimilis* and *Amblyseius swirskii* on protected crops. *Bulletin of Insectology* (70):245–250
- Leman A, Messelink GJ (2015) Supplemental food that supports both predator and pest: a risk for biological control? *Exp Appl Acarol* (65):511–524. <http://doi.org/10.1007/s10493-014-9859-y>
- Liu JF, Zhang ZQ (2017) Development, survival and reproduction of a New Zealand strain of *Amblydromalus limonicus* (Acari: Phytoseiidae) on *Typha orientalis* pollen, *Ephesia kuehniella* eggs, and an artificial diet. *Int J Acarol* (43):153–159. <http://doi.org/10.1080/01647954.2016.1273972>
- Lundgren JG (2009) Relationships of Natural Enemies and non-Prey Foods. *Progress in Biological Control* (7)
- Markkula M, Tiittanen K (1976) Pest in first and natural infestation methods in the control of *Tetranychus urticae* Koch with *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot on glasshouse cucumbers. *Ann. Agr. Fenn.* (15):81–85
- McMurtry JA, De Moraes GJ, Sourassou NF (2013) Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. *Systematic & Applied Acarology* (4):297–320. <http://doi.org/10.11158/saa.18.4.1>
- Messelink GJ, van Holstein-Saj R (2007) Biological control of the bulb scale mite *Steneotarsonemus laticeps* (Acari: Tarsonemidae) with *Neoseiulus barkeri* (Acari: Phytoseiidae) in amaryllis. *IOBC/WPRS Bull.* (30):81
- Messelink GJ, van Holstein-Saj R (2011) Generalist predator *Stratiolaelaps scimitus* hampers establishment of the bulb scale mite predator *Neoseiulus barkeri* in Hippeastrum. *Proc Neth Entomol Soc Meet* (22):67–74
- Messelink GJ, Bennison J, Alomar O, Ingegno BL, Tavella L, et al. (2014) Approaches to conserving natural enemy populations in greenhouse crops: current methods and future prospects. *Biocontrol* (59):377–393. <http://doi.org/10.1007/s10526-014-9579-6>
- Messelink GJ, van Maanen R, van Steenpaal SEF, Janssen A (2008) Biological control of thrips and whiteflies by a shared predator. Two pests are better than one. *Biological control* (44):372–379
- Messelink GJ, van Steenpaal SEF, van Wensveen W (2005) *Typhlodromips swirskii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae): a new predator for thrips control in greenhouse cucumber. *IOBC/wprs Bull.* (28):183–186
- Messelink GJ, Bloemhard CMJ, Cortes JA, Sabelis MW, Janssen A (2011) Hyperpredation by generalist predatory mites disrupts biological control of aphids by the aphidophagous gall midge *Aphidoletes aphidimyza*. *Biological Control* (57):246–252. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2011.02.013>
- Migeon A, Navajas M, Tixier M-S, Litskas V, Stavrinides M (2019) A predator–prey system: *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae) and *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): worldwide occurrence datasets. *Acarologia* (59):301–307
- Mullen GR, O'Connor BM (2019) Mites (Acari) in Medical and veterinary entomology. *Academic Press*: 533–602. <http://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00026-1>
- Muñoz-Cárdenas K, Ersin F, Pijnakker J, van Houten Y, Hoogerbrugge H, et al. (2017) Supplying high-quality alternative prey in the litter increases control of an above-ground plant pest by a generalist predator. *Biol. Control* (105):19–26. <http://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2016.11.004>
- Navarro-Campos C, Pekas A, Moraza ML, Aguilar A, Garcia-Mar F (2012) Soil-dwelling predatory mites in citrus: their potential as natural enemies of thrips with special reference to *Pezothrips kellyanus* (Thysanoptera: Thripidae). *Biol. Control* (63):201–209. <http://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2012.07.007>
- Navarro-Campos C, Wäckers FL, and Pekas A (2016) Impact of factitious foods and prey on the oviposition of the predatory mites *Gaeolaelaps aculeifer* and *Stratiolaelaps scimitus* (Acari: Laelapidae). *Exp Appl Acarol* (70):69–78. <http://doi.org/10.1007/s10493-016-0061-2>
- Neves-Esteca FDC, Trandem N, Klingen I, Cruz Santos J, Delalibera Júnior I, Moraes, G. J. (2020) Cereal straw mulching in strawberry – a facilitator of plant visits by edaphic predatory mites at night? *Diversity* (12): 242. <http://doi.org/10.3390/d12060242>
- Nguyen DT, Vangansbeke D, and De Clercq P (2014b) Solid artificial diets for the phytoseiid predator *Amblyseius swirskii*. *Biocontrol* (59):719–727. <http://doi.org/10.1007/s10526-014-9607-6>
- Nguyen DT, Vangansbeke D, Lü X, De Clercq P (2013) Development and reproduction of the predatory mite *Amblyseius swirskii* on artificial diets. *Biocontrol* (58):369–377. <http://doi.org/10.1007/s10526-012-9502-y>
- Nguyen, DT, Vangansbeke D, and De Clercq P (2014a) Artificial and factitious foods support the development and reproduction of the predatory mite *Amblyseius swirskii*. *Exp Appl Acarol* (62):181–194. <http://doi.org/10.1007/s10493-013-9749-8>
- Nomikou M, Janssen A, Schraag R, Sabelis MW (2001) Phytoseiid predators as potential biological control agents for *Bemisia tabaci*. *Exp Appl Acarol* (25):271–291. <http://doi.org/10.1023/A:1017976725685>
- Nomikou M, Sabelis MW., Janssen A (2010) Pollen subsidies promote whitefly control through the numerical response of predatory mites. *Biocontrol* (55):253–260. <http://doi.org/10.1007/s10526-009-9233-x>
- Onzo A, Hanna R, Negloh K, Toko M, Sabelis MW (2005) Biological control of cassava green mite with exotic and indigenous phytoseiid predators effects of intraguild predation and supplementary food. *Biol Control* (33):143–152. <http://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.02.006>
- Opit GP, Nechols JR, Margolies DC, Williams KA (2005) Survival, horizontal distribution, and economics of releasing predatory mites (Acari: Phytoseiidae) using mechanical blowers. *Biological Control* (33):344–351. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.03.010>
- Parr BWJ, Gould HJ, Jessop NH, and Ludlam FAB (1976) Progress towards a biological control programme for glasshouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) on tomatoes. *Association of Applied Biologists* (83):349–363. <http://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1976.tb01707.x>
- Pascua MS, Rocca M, Greco N, De Clercq P (2020) *Typha angustifolia* L. pollen as an alternative food for the predatory mite *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Systematic and Applied Acarology* (25):51–62. <http://doi.org/10.11158/saa.25.1.4>

- Pekas A, Wäckers FL (2017) Multiple resource supplements synergistically enhance predatory mite populations. *Oecologia* (184):479–484
- Penman DR, Ferro DN, Waring CH (1976) Integrated control of apple pests in New Zealand, VII. Azinphos-methyl resistance in strains of *Typhlodromus pyri* from Nelson, N. Z. *J. Expt. Agric.* (4):377
- Pijnakker J, Arijs Y, de Souza A, Cellier M., Wäckers F (2016) The use of *Typha angustifolia* (cattail) pollen to establish the predatory mites *Amblyseius swirskii*, *Iphiseius degenerans*, *Euseius ovalis* and *Euseius gallicus* in glasshouse crops, Integrated Control of Plant-Feeding Mites. *IOBC/WPRS Bull* (120):47–52
- Pijnakker J, Vangansbeke D, Wäckers F, Arijs Y (2017) “Building a ‘Standing army’ of beneficials: a reality in greenhouse crops,” in AFPP Conference Paper. 6ème Conférence sur les Moyens Alternatifs de Protection Pour une Production Intégrée
- Pirayeshfar F, Safavi SA, Sarraf Moayeri HR, Messelink GJ (2020) The potential of highly nutritious frozen stages of *Tyrophagus putrescentiae* as a supplemental food source for the predatory mite *Amblyseius swirskii*. *Biocontrol Science and Technology* (30):403–417. <http://doi.org/10.1080/09583157.2020.1722798>
- Poletti M, Omoto C (2012) Susceptibility to deltamethrin in the predatory mites *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) populations in protected ornamental crops in Brazil. *Exp Appl Acarol* (58):385–393
- Pratt PD, Croft B A (2000b) Banker Plants: Strategies for release of predaceous mites to control spider mites in outdoor ornamental nurseries. *Special report – Agricultural Experimental Station*. Oregon State University (1020):139–146
- Pratt PD, Croft BA (2000a) Banker plants: evaluation of release strategies for predatory mites. *J. Environ Hort* (18):211–217
- Ramakers PMJ (1980) Biological control of *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) with *Amblyseius* spp. (Acari: Phytoseiidae). *Bui. SROP/WPRS* (3):203–207
- Ramakers PMJ (1990) Manipulation of phytoseiid thrips predators in the absence of thrips. *IOBC SROP Bull* (13):169–172
- Ramakers PMJ, van Lieburg M (1982) Start of commercial production and introduction of *Amblyseius mckenziei* Sch. and Pr. (Acarina: Phytoseiidae) for the control of *Thrips tabaci* Lind (Thysanoptera: Thripidae) in glasshouses, *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent* (47):541–545
- Ramakers PMJ, Voet SJP (1996) Introduction of *Amblyseius degenerans* for thrips control in sweet peppers with potted castor beans as banker plants. *IOBC/wprs Bull* (19):127–130
- Ramakers PMJ., Voet SJP (1995) Use of castor bean, *Ricinus communis*, for the introduction of the thrips predator *Amblyseius degenerans* on glasshouse-grown sweet peppers. *Mededelingen – Faculteit Landbouwkundige en Toegepaste Biologische Wetenschappen, Universiteit Gent* (60):885–891
- Ravensberg W (2015) Biocontrol as a business. 4th Symposium: Feeding Europe by reducing pesticide dependency, Brussels: European Parliament 19-11-2015
- Rueda-Ramírez D, Rios-Malaver D, Varela-Ramírez A, and De Moraes GJ (2018) Colombian population of the mite *Gaeolaelaps aculeifer* as a predator of the thrips *Frankliniella occidentalis* and the possible use of an astigmatid mite as its factitious prey. *Systematic and Applied Acarology* (23):2359–2372. <http://doi.org/10.11158/saa.23.12.8>
- Saber SA (2013) Survival, fecundity and reproductive recovery period of *Neoseiulus californicus* (McGregor) during long-term preservation on maize pollen and after switch to *Tetranychus urticae* Koch. *Archiv für Phytopathologie und Pflanzenschutz* (46):789–795. <http://doi.org/10.1080/03235408.2012.752144>
- Sampson C (1998) The Commercial Development of an *Amblyseius cucumeris* Controlled Release Method for the Control of *Frankliniella occidentalis* in Protected Crops. *Horticulture Research International*: 409–416
- Sampson C, Kirk WDJ (2016) Predatory mites double the economic injury level of *Frankliniella occidentalis* in strawberry. *Biocontrol* (61):661–669. <http://doi.org/10.1007/s10526-016-9747-y>
- Sánchez E, del Mar Morales M, Parra A, Belén Arévalo, A, Vila E (2019) Development of releasing systems of astigmatid mites for the improvement of biological control: 36
- Sato ME, Silva M, Gonçalves LR, Souza Filho MF, Raga A (2002) Toxicidad diferencial de Agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em Morangueiro. *Neotr Entomol* (31):449–456
- Sato ME, Silva MZ, Souza Filho MF, Matioli AL, Raga A (2007) Management of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in strawberry fields with *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) and acaricides. *Exp Appl Acarol* (42):107–120
- Schmidt JO, Buchmann SL, Glaum M (1989) The nutritional value of *Typha latifolia* pollen for bees. *Journal of Apicultural Research* (28):155–165. <http://doi.org/10.1080/00218839.1989.11100838>
- Schulten GGM, van de Klashort G, Russel VM (1976) Resistance of *Phytoseiulus persimilis* A. H. (Acari: Phytoseiidae) to some insecticides. *Zeit. Ang. Ent.* (80):337
- Schoen L (2000) The use of open rearing units or “banker plants” against *Aphis gossypii* Glover in protected courgette and melon crops in Roussillon (South of France). *IOBC/wprs Bull.* (23):181–186
- Settle WH, Ariawan H, Astuti ET, Cahyana W, Hakim AL, et al (1996) Managing tropical rice pests through conservation of generalist natural enemies and alternative prey. *Ecology* (77):1975–1988. <http://doi.org/10.2307/2265694>
- Starý P (1993) Alternative host and parasitoid in first method in aphid pest management in glasshouses, *Journal of Applied Entomology* (116):187–191. <http://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1993.tb01187.x>
- Tabashnik BE, Johnson MW (1999) Evolution of pesticide resistance in natural enemies. In: Fisher TW, Bellows TS, Caltagirone LE, Dahlsten DL, Huffaker CB, Gordh G (eds) Handbook of biological control: principles and applications of biological control. Academic, San Diego: 673–689
- Tirello P, Pozzebon A, Duso C (2012) Resistance to chlorpyrifos in the predatory mite *Kampimodromus aberrans*. *Exp Appl Acarol* (56):1–8
- Valentin R (2017) Using biological control as a first line of defense from ‘Start to Finish’ in greenhouse vegetables and ornamental production. *IOBC/WPRS Bull* (124):152–156

- van Houten YM, Glas JJ, Hoogerbrugge H, Rothe J, Bolckmans KJF, et al (2013) Herbivory-associated degradation of tomato trichomes and its impact on biological control of *Aculops lycopersici*. *Exp Appl Acarol* (60):127–138. <http://doi.org/10.1007/s10493-012-9638-6>
- van Leeuwen T, Vontas J, Tsagkarakou A, Dermauw W, Tirry L (2010) Acaricide resistance mechanisms in the two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* and other important Acari: a review. *Insect Biochem Mol Biol* (40):563–572
- van Lenteren JC (2003) Quality Control And Production Of Biological Control Agents: Theory And Testing Procedures. *CAB International*
- van Lenteren JC (2012) The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *Biocontrol* (57):1–20
- van Lenteren JC, Alomar O, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2020) Biological control agents for control of pests in greenhouses. Integrated pest and disease management in greenhouse crops. *Plant Pathology in the 21st Century* (9). [http://doi.org/10.1007/978-3-030-22304-5\\_14](http://doi.org/10.1007/978-3-030-22304-5_14)
- van Lenteren JC, Bolckmans K, Kohl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2018) Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *Biocontrol*. <http://doi.org/10.1007/s10526-017-9801-4>
- van Rijn PCJ, Tanigoshi LK (1999) The contribution of extrafloral nectar to survival and reproduction of the predatory mite *Iphiseius degenerans* on *Ricinus communis*. *Exp Appl Acarol* (23):281–296
- van Rijn PCJ, van Houten YM, and Sabelis MW (2002) How plants benefit from providing food to predators even when it is also edible to herbivores. *Ecology* (83):2664–2679. [http://doi.org/10.1890/0012-9658\\_0832664:HPBF2.0.CO;2](http://doi.org/10.1890/0012-9658_0832664:HPBF2.0.CO;2)
- van Rijn PCJ., van Houten YM, Sabelis MW (1999) Pollen improves thrips control with predatory mites. *IOBC/WPRS Bull* (22):209–212
- van Weelden D (2017) Partners with Nature – The story of 50 years of Koppert Biological Systems. BerkelenRodenrijs, the Netherlands, *ISBN 978-90-813860-4-3*: 344
- Vangansbeke D, Nguyen DT, Audenaert J, Gobin B, Tirry L, De Clercq P (2016a) Establishment of *Amblyseius swirskii* in greenhouse crops using food supplements. *Systematic and Applied Acarology* (21):1174–1184. <http://doi.org/10.11158/saa.21.9.2>
- Vangansbeke D, Nguyen DT, Audenaert J, Verhoeven R, Gobin B, et al. (2014c) Performance of the predatory mite *Amblydromalus limonicus* on factitious foods. *Biocontrol* (59):67–77. <http://doi.org/10.1007/s10526-013-9548-5>
- Vantornhout I, Minnaert H, and Tirry L (2004) Effect of pollen, natural prey and factitious prey on the development of *Iphiseius degenerans*. *Biocontrol* (49):627–644. <http://doi.org/10.1007/s10526-004-5280-5>
- Vila E, del Mar Morales M, Parra A (2017) Prey mites as an in-crop food: an innovative strategy to enhance biocontrol on chrysanthemums. *IOBC/WPRS Bull* (124):178–183
- Wäckers FL (2005) Suitability of (extra-) floral nectar, pollen, and honeydew as insect food. Plant-provided food for carnivorous insects: a protective mutualism and its applications. *Plant-Provided Food for Carnivorous Insects*: 17–76.
- Wäckers FL, Romeis J, van Rijn P (2007) Nectar and pollen feeding by insect herbivores and implications for multitrophic interactions. *Annual Review of Entomology* (52):301–323. <http://doi.org/10.1146/annurev.ento.52.110405.091352>
- Waite GK (2001) Managing spider mites in field-grown strawberries using *Phytoseiulus persimilis* and the ‘pest-in-first’ technique. *Acarology*: 381–386
- Watve CM, Lienk SE (1976) Resistance to carbaryl and six organophosphorus insecticides of *Amblyseius fallacis* and *Typhlodromus pyri* from New York apple orchards. *Environ. Entomol* (5):368
- Xia B, Zou Z, Li P, Lin P (2012) Effect of temperature on development and reproduction of *Neoseiulus barkeri* (Acari: Phytoseiidae) fed on *Aleuroglyphus ovatus*. *Exp Appl Acarol* (56):33–41. <http://doi.org/10.1007/s10493-011-9481-1>
- Zhao HM, Yi X, Deng YY, Hu MY, Zhong GH, Wang PD (2013) Resistance to fenpropathrin, chlorpyrifos and abamectin in different populations of *Amblyseius longispinosus* (Acari: Phytoseiidae) from vegetable crops in South China. *Biol Control* (67):61–65

#### Translation of Russian References

- Akimov IA, Kolodochka LA (1991) [Predatory mites in greenhouses]. *Nauk. Dumka*: 1–144 (In Russian)
- Beglyarov GA (1968) [Guidelines for the mass breeding and use of predatory mite phytoseiulus to combat spider mites in protected ground on cucumbers]. *M. Kolos*: 1–21 (In Russian)
- Beglyarov GA (1976) [Guidelines for the mass breeding and use of predatory mite phytoseiulus to combat spider mite in protected ground on cucumbers]. *M. Kolos*: 1–25 (In Russian)
- Bondarenko NV (1974) [Methods of cultivation and application of phytoseiulus]. *Plant protection* (1):33–35 (In Russian)
- Chalkov AA (1986) [Biological pest control of vegetable crops of protected ground]. *M. Kolos*: 1–95 (In Russian)
- Dobrokhotov SA (2008) [Improvement of rearing methods for the use of predatory mites from the genus *Amblyseius* to control thrips in greenhouses]. Abstract of the dissertation Ph.D. St. Petersburg: 19 (In Russian)
- Il'nitskaya VI (2013) [*Amblyseius montdorensis* for reliable control of whitefly and thrips]. *Gavrish* (6):26–27 (In Russian)
- Kozlova EG, Moore VV (2012) [Application of *Phytoseiulus persimilis* against spider mites on different varieties of roses]. *Plant protection and quarantine* (12):16–20 (In Russian)
- Krasavina LP, Belyakova NA, Zueva LI, Osemezh NS et al. (2009) [Method for rearing the predatory mite *Amblyseius cucumeris* Oud.]. Patent RU 2351126 (In Russian)
- Krasavina LP, Trapeznikova OV (2020) [Assessment of different species of mites for mass rearing of *Amblyseius swirskii* and *Neoseiulus cucumeris* (Mesostigmata, Phytoseiidae) under laboratory conditions]. *Plant Protection Bulletin*.103(3):177–181 (In Russian)
- Meshkov YI, Salobukina NN (2013) [The use of predatory mites to protect greenhouse crops from western flower thrips]. *Gavrish* (2):20–23 (In Russian)

- Meshkov YI, Yakovleva IN, Salobukina NN (2017) [Biological features of the acariphagous mite *Neoseiulus californicus* and its use on greenhouse crops in the Russian Federation]. *Greenhouses of Russia* (2):37–43 (In Russian)
- Prushinsky SA (1979) [Introduction of *Phytoseiulus persimilis* and its use in the fight against spider mites in Poland]. In the book: Reports of the UPU Symposium/MOBB. The state of introduction and acclimatization of promising entomophages, acariphages and phytophages of the most important pests and weeds in the countries member countries/MOBB: 128–141 (In Russian)
- Suchalkin FA (1987) [Development of a biological method for control tobacco thrips on cucumbers in greenhouses]. Abstract of the dissertation Ph.D. Golitsino: 24 (In Russian)
- Suchalkin FA, Khusainov RV (2006) [Automated equipment for obtaining biological plant protection products]. *Gavrish* (3):24–26 (In Russian)
- Sukhoruchenko GI, Belyakova NA, Ivanova GP, Kozlova EG, Pazyuk IM (2018) [Principles of assessment of pesticide toxicity to arthropods used for pest control in greenhouses]. *Entomological Review* (98):979–984 (In Russian)
- Sukhoruchenko GI, Belyakova NA, Pazyuk IM, Ivanova GP (2015) [The toxic effect of greenhouse insecticides on the predatory bugs *Nesidiocoris tenuis* Reuter and *Macrolophus pygmaeus* H.-S. (Heteroptera, Miridae)]. *Entomological Review* (95):1166–1173 (In Russian)
- Sukhoruchenko GI, Ivanova GP, Krasavina LP, Kozlova EG, Trapeznikova OV (2021) [Effects of Luna. Tranquility Fungicide on Arthropod Pests and Predatory Mites in Protected Grounds]. *Entomological Review* (101):287–298 (In Russian)
- Ushchekov AT (1996) [Practical advice on breeding and use of the phytoseiulus predatory mite]. *Plant protection* (3):43–44 (In Russian)
- Zenkova A A, Andreeva And B (2018) [Production and use of phytoseiulus in Siberia]. *Plant protection and quarantine* (11):12–13 (In Russian)
- Plant Protection News*, 2022, 105(2), p. 68–86
- OECD+WoS: 4.01+AM (Agronomy)
- <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2022-105-2-15282>

*Mini-review*

## WORLD EXPERIENCE IN THE PRODUCTION AND USE OF PHYTOSEIID MITES

D.A. Popov<sup>1\*</sup>, N.A. Belyakova<sup>2</sup><sup>1</sup>*Institute of Applied Entomology, St. Petersburg, Russia*<sup>2</sup>*All-Russian Institute of Plant Protection, St. Petersburg, Russia**\*corresponding author, e-mail: denis.popov@inappen.com*

This review discusses various aspects of biology, production and application of phytoseiid mites in plant protection. Phytoseiids are one of the most widely used groups of natural enemies for biological control in greenhouses. Currently, 45 species are available on the market; many of them are produced in weekly amounts of tens of millions. The most popular biocontrol agents are omnivorous species *Neoseiulus cucumeris*, *N. barkeri*, *Amblyseius andersoni*, *A. swirskii*, *Typhlodromus pyri*, and *T. montdorensis*. They control wide range of pests but have no strong food preferences. As a result, they are used mostly in inundative augmentation, which means instant releases of large numbers of individuals. Entomophages of this group quickly develop resistance to pesticides in the field, which opens up opportunities for selecting resistant lines. The review also talks about the introduction and maintenance of predator populations in greenhouses, including the use of banker plants.

**Keywords:** entomophages, predatory mites, *Amblyseius*, *Neoseiulus*, *Phytoseiulus*, preventive colonization, resistance, banker plants, IGP

*Submitted: 06.04.2022**Accepted: 24.06.2022*



## СОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ СПОСОБОВ РАЗВЕДЕНИЯ ХИЩНЫХ КЛЕЩЕЙ *NEOSEIULUS CUCUMERIS* И *TRANSEIUS MONTDORENSIS* ДЛЯ БИОЛОГИЧЕСКОЙ ЗАЩИТЫ РАСТЕНИЙ

Л.П. Красавина, О.В. Трапезникова\*

Всероссийский научно-исследовательский институт защиты растений, Санкт-Петербург

\* ответственный за переписку, e-mail: olvet@inbox.ru

Изучена возможность разведения хищных клещей-фитосейд *Neoseiulus cucumeris* и *Transeius montdorensis* при использовании древесных опилок лиственных пород в качестве субстрата и замороженного сухофруктового клеща (*Carpoglyphus lactis*) в качестве корма. Выявлено, что на неживом корме в опилках число отродившихся личинок у *N. cucumeris* на 31.5% ниже, чем в контроле, у *T. montdorensis* – на 47.7%; число перелинявших на имаго особей по отношению к контролю ниже на 28.6% и 42.9% соответственно; максимальная суточная скорость роста популяции ниже, чем в контроле у *N. cucumeris* на 3.7 особей, у *T. montdorensis* – на 4.5. На неживом корме в отрубях у *N. cucumeris* из яиц отродилось на 20.5% меньше личинок, чем в контроле, у *T. montdorensis* – на 35.1%; количество перелинявших на имаго особей ниже, чем в контроле, на 18.3% и на 35.3% соответственно; максимальная суточная скорость роста популяции у *N. cucumeris* на 1.7 особей ниже, чем в контроле, а у *T. montdorensis* – на 3.9. На живом корме в опилках процент отродившихся из яиц личинок недостоверно отличается от контроля (ниже на 1.1% у *N. cucumeris* и 14.2% у *T. montdorensis*); количество перелинявших на имаго особей ниже, чем в контроле на 1.7% и 14.8% соответственно; максимальная суточная скорость роста популяции у *N. cucumeris* незначительно ниже (на 0.7 особей), чем в контроле, а у *T. montdorensis* даже превышает контрольный вариант на 0.6 особей за сутки. Полученные данные показали принципиальную возможность использования опилок в качестве более дешевого субстрата при разведении обоих видов хищных клещей и нежелательность использования замороженного корма взамен живого.

**Ключевые слова:** фитосейиды, *Carpoglyphus lactis*, древесные опилки, замороженный кормовой клещ

Поступила в редакцию: 18.03.2022

Принята к печати: 03.06.2022

### Введение

Среди многоядных хищников, используемых в системах биологического контроля трипсов, белокрылок и паутинных клещей, фитосейдные клещи занимают второе место в мире по масштабам производства и применения (Van Lenteren, 2012, Van Lenteren et al., 2018).

*Neoseiulus cucumeris* Oudemans был завезен в Россию из Западной Европы в 1989 году Г. А. Бегляровым (Ахатов, Ижевский, 2004). Австралийский фитосейдный клещ *Transeius montdorensis* Schicha появился на европейском рынке в 2004 году для биологической защиты растений от сосущих вредителей (Van Lenteren, 2018).

*Neoseiulus cucumeris* широко распространен в Западной Европе. Этот вид активен в диапазоне температур от 18 до 30°C. При 25°C продолжительность развития составляет 8.7 суток, при 30°C – 6.2 суток (Колодочка, 2006). Вид корма оказывает влияние на продолжительность развития и плодовитость клеща. При питании обычным паутинным клещом *Tetranychus urticae* Koch продолжительность развития самки при температуре 25°C составляет 9.8 суток, период созревания самки – 4.5 суток, плодовитость – 31.8 яиц (Мешков, 1995). Китайские ученые разводили *N. cucumeris* на *Carpoglyphus lactis* Linnaeus. При этом развитие от яйца до взрослой особи при температуре 25±1°C и относительной влажности воздуха 90±5% завершается за 5.9 суток, а самка производит, в среднем, 53.3 яйца. Период созревания самки изменяется от 1.3 до 4.9 суток в зависимости от питания (Ji et al, 2015). При отсутствии жертвы – целевого объекта – *N. cucumeris* переключается на дополнительный источник питания – споры грибов, пыльца, клеточный сок, нектар растений. При возрастании

численности основной жертвы клещ снова переходит к активному хищничеству. *N. cucumeris* чаще всего используют для подавления западного цветочного (калифорнийского) трипса (*Frankliniella occidentalis* Pergande) на овощных и декоративных культурах в теплицах, также клещ способен регулировать численность паутинных клещей (сем. *Tetranychidae*) при условии, что на растениях нет большого количества паутины (Мешков, Салобукина, 2013).

*Transeius montdorensis* был обнаружен в Квинсленде в Южной Австралии 1994 годах. При температуре 25°C продолжительность развития клеща завершается за 7 суток, от одной пары особей за 28 дней можно получить в среднем 52.7 яйца. Суточная плодовитость одной самки варьирует от 2.52 до 3.58 яиц. Яйца чувствительны к низкой влажности, при 50% влажности из яиц выходит около 70.8% личинок (Steiner et al, 2003). Вид успешно применяется в теплицах против трипсов, паутинных клещей (Holmes, GreatRex, 2011, Labbe et al, 2019, Télleza et al, 2020). В производственных теплицах *Transeius montdorensis* значительно уменьшал популяцию белокрылок на протяжении всего сезона (Medd, GreatRex, 2014).

По общепринятой в настоящее время методике фитосейд разводят в пшеничных отрубях, которыми питаются кормовые клещи – сухофруктовый (*Carpoglyphus lactis*), гниlostный удлиненный (*Tyrophagus putrescentiae* Schrank), мучной (*Acarus farris* Oudemans), узкий (*Thyreophagus entomophagus* Laboulbene & Robin) и др. Содержание хищных и кормовых клещей в одной среде обитания упрощает технологию разведения (Бегляров, Сучалкин, 1985, Сучалкин, 1987, Доброхотов, 2008, Красавина

и др., 2009). При этом основные этапы технологического процесса производства многоядных клещей остаются постоянными: подготовка питательного субстрата для разведения кормового клеща, размножение кормового клеща, размножение хищного клеща. При нарушении оптимальных параметров температуры и влажности отруби могут плесневеть, загнивать, перегреваться, и развитие клещей при этом резко затормаживается или совсем прекращается.

Совершенствование технологии разведения фитосейд связано с подбором более дешевого субстрата и поиском нового корма, способного находиться в субстрате.

Субстрат должен не только позволять клещам свободно передвигаться, питаться, размножаться, но и обеспечивать защиту межвидовых и внутривидовых взаимодействий, например, ограничивать каннибализм. Требования к органолептическим свойствам используемого материала очень высоки, субстрат не должен отталкивать клещей, в противном случае хищники будут активно уходить из него. Большмансом К. Й. Ф. с соавторами были теоретически оценены механические особенности (включая оптимальный размер полостей) различных субстратов для разведения фитосейд: древесные опилки, сухие чешуеподобные

оболочки семян злаков (пшеница, рис, рожь, овес, просо) и др. (Большманс и др., 2018).

Оптимизация технологии массового разведения акарифагов напрямую связана с подбором дешевого корма – основной жертвы, ее равнозначной замены или искусственных питательных сред. Были апробированы различные диеты, например, при разведении *Amblyseius limonicus* (Garman et McGregor) использовали пыльцу рогоза и яйца мельничной огневки (*Ephestia kuehniella* Zeller). Яйца мельничной огневки нужно держать замороженными, кроме того, яйца быстро засыхают, а при высокой влажности плесневеют (Lui, Zhang, 2017). Искусственный рацион *Typhlodromips swirskii* (Athias-Henriot) состоял из меда, сахарозы, триптона, дрожжевого экстракта, яичного желтка и гемолимфы мухи черная львинка (*Hermetia illucens* (Linnaeus)) (Nguyen et al., 2014). Кроме того, этот вид выращивали как на живом, так и замороженном гниломатном удлинённом клеще (Pirayeshfar, 2020).

Цель настоящей работы – определить возможность разведения двух видов хищных клещей (*Neoseiulus cucumeris* и *Transeius montdorensis*) в опилках древесных пород и оценить использование в качестве корма для этих видов замороженного сухофруктового клеща.

### Материалы и методы

Исследования проводили с популяциями хищных клещей *N. cucumeris* (получен из Санкт-Петербургского аграрного университета), *T. montdorensis* и сухофруктового кормового клеща *C. lactis* (выделены нами из субстрата с хищными клещами, которые были поставлены в тепличные комбинаты зарубежными фирмами).

#### Методы разведения кормовых и хищных клещей на отрубях

##### Разведение кормового клеща (*Carpoglyphus lactis*)

В качестве субстрата для разведения кормового клеща используют пшеничные отруби (производитель ООО «Здоровка», г. Санкт-Петербург). Отруби в стеклянных или пластиковых сосудах объемом 0.5 л помещают в эксикаторы, где поддерживается влажность 75–85% и температура 23–26 °С. Исходная плотность клещей в отрубях составляет 50 особей в 1 см<sup>3</sup>, толщина слоя отрубей – 5 см. Плотность кормового клеща регулярно (раз в двое суток) контролируется по следующей методике: отруби тщательно перемешивают, отбирают пробу объемом 5 см<sup>3</sup> и подсчитывают количество клещей в 1 см<sup>3</sup> (все подвижные стадии). Эту операцию повторяют 5 раз, и полученное количество клещей усредняют. Накопление кормового клеща продолжается 10–15 суток до достижения плотности 2000–2500 особей в 1 см<sup>3</sup> отрубей. Оставшийся после закладки маточной культуры кормового клеща материал используют для массового разведения.

Массовое разведение кормовых клещей проводят по доработанной нами общепринятой методике разведения (Красавина и др., 2009) в пластиковых тазках объемом 6 и 11 л, которые ставят один в другой, предварительно в таз большего объема наливают воду. Тазы размещают на стеллажах. Чистые отруби заселяют кормовым клещом из маточной культуры с начальной плотностью 50 особей на 1 см<sup>3</sup> и помещают в таз. Тазы закрывают пищевой пленкой-стрейч, предварительно смоченной водой из пульверизатора с нижней стороны для достижения влажности воздуха над субстратом 75–90%. Пленка не должна быть

плотно натянута на тазы, между пленкой и кромкой таза воздух должен проходить через небольшие отверстия. После двухнедельного цикла накопления кормового клеща проводят влажную уборку и начинают цикл заново, а биоматериал отправляют в помещение для размножения хищных клещей.

##### Разведение хищных клещей *Neoseiulus cucumeris* и *Transeius montdorensis*

Для массового разведения хищных клещей используют те же емкости и методику, как и для массового разведения кормового клеща. В тазы объемом 6 л насыпают отруби, заселенные кормовым клещом, и добавляют в них хищного клеща. Исходная плотность кормового клеща в субстрате – до 100 особей в 1 см<sup>3</sup>, хищного клеща – 10–13 особей в 1 см<sup>3</sup>. Толщина слоя субстрата 5–7 см. Плотность популяции кормового и хищного клещей определяют по методикам, описанным выше. Продолжительность производственного цикла составляет 12–14 суток в зависимости от температуры. Для разведения *N. cucumeris* показатели температуры должны быть 24–26 °С, влажности 80–85%, для *T. montdorensis* – 25–27 °С и 85–90% влажности.

##### Методика сбора чистого кормового клеща

Метод сбора «чистого» сухофруктового клеща, разработанный нами, основан на регуляторной роли фактора плотности популяции при переуплотнении лабораторных культур. При увеличении плотности популяции проявляется инстинкт массовой миграции. Снижение численности особей в группе идет путем рассредоточения, т.е. клещи выходят из субстрата на его поверхность и стенки садков. В дальнейшем клещи собираются в «клубочки», что является приспособлением к переживанию неблагоприятных условий.

Контроль численности и внесение чистых отрубей в качестве корма проводили каждые двое суток. Тазы с клещом закрывали влажным атласным материалом так, чтобы края материала были погружены в воду, что позволяло поддерживать необходимую влажность в отрубях. Сигналом

для сбора клеща служила его численность: при плотности 2400–2600 особей в 1 см<sup>3</sup> свежие отруби переставали добавлять, и клещи начинали собираться на ткани. Клещей собирали мягкой кисточкой в чашки Петри и замораживали в морозильной камере бытового холодильника при температуре – 6 °С в течение 5–7 суток. Замороженного сухофруктового клеща перед использованием размораживали при температуре +24 °С.

#### Методика проведения опытов

Опилки лиственных пород, используемые в качестве субстрата для разведения хищных клещей, отсеивали до фракции 2–4.5 мм и промораживали в бытовом холодильнике при температуре – 6 °С в течение 7 суток. Разведение проводили в чашках Петри (диаметр 5 см) при толщине слоя 0.5–0.7 см. Чашки Петри с субстратом помещали в климатические камеры, в которых поддерживались необходимые параметры температуры и влажности (см. выше). Опыты проводили по следующим вариантам:

- 1) разведение хищных клещей на древесных опилках, корм – замороженный сухофруктовый клещ (10 особей кормового клеща на 1 амблисейуса в сутки);
- 2) разведение хищных клещей на стандартном субстрате – пшеничные отруби «Здоровка», корм – замороженный сухофруктовый клещ (10 особей кормового клеща на 1 амблисейуса в сутки);
- 3) разведение хищных клещей на древесных опилках, корм – живой сухофруктовый клещ (10 особей кормового клеща на 1 амблисейуса в сутки);

#### Результаты

Количество выживших самок у обоих видов во всех вариантах опыта со временем снижается (табл. 1). В опытном варианте неживой корм + опилки через 10 суток у *N. cucumeris* и *T. montdorensis* количество самок сокращается почти на 30% и составляет 71.3% и 70.8% от начального количества соответственно. В контрольном варианте (живой корм + отруби) сохраняется 75.0% самок *N. cucumeris* и 79.2% самок *T. montdorensis*. К окончанию опыта во всех вариантах остаются единичные особи самок.

По количеству личинок на 16 сутки получены следующие результаты (цифры приведены в таблице 1). В варианте «неживой корм + опилки» у *N. cucumeris* число личинок на 31.5% ниже, чем в контроле (различия достоверны,  $p \leq 0.001$ ); в варианте «неживой корм + отруби» на 20.5% ниже, чем в контроле (различия достоверны,  $p \leq 0.05$ ); в то время как в варианте «живой корм + опилки» число личинок незначительно ниже, чем в контроле, на 1.1% (различия недостоверны). Такие же закономерности характерны и для *T. montdorensis* (табл. 1): в опытных вариантах «неживой корм + опилки» и «неживой корм + отруби» количество личинок достоверно ниже ( $p \leq 0.001$ ), чем в контроле, на 41.7% и 35.1% соответственно; в варианте «живой корм + опилки» число личинок ниже контрольного варианта на 14.2% (различия недостоверны). При этом средние значения показателей развития и репродуктивного потенциала *T. montdorensis* во всех вариантах опыта выше, чем у *N. cucumeris*.

Количество имаго на 16 сутки у *N. cucumeris* в варианте «неживой корм + опилки» достоверно ниже ( $p \leq 0.001$ ) контрольного варианта на 28.6%, в варианте «неживой корм + отруби» на 18.3% ( $p \leq 0.05$ ), а в варианте «живой корм + опилки» различия недостоверны, и показатели снижаются

4) разведение хищных клещей на стандартном субстрате – пшеничные отруби «Здоровка», корм – живой сухофруктовый клещ (10 особей кормового клеща на 1 амблисейуса в сутки).

В опилки вносили «чистых» живых кормовых клещей, предварительно собранных по описанной выше методике, при этом для их подкормки использовали фруктозу (2 г на чашку Петри) и кусочки различных сухофруктов (изюм, курага, яблоко, абрикос, груша). Замороженных кормовых клещей помещали прямо в субстраты, предварительно отсчитав нужное количество.

В чашки Петри, подготовленные для опытов, отсаживали по 8 самок и 2 самца хищных клещей, которые еще не размножились. Клещей оставляли в чашках Петри на двое суток, а затем отсаживали в новые чашки Петри. Подобную методику применял Большманс К. Й. Ф. для определения плодовитости у *T. swirskii* (Большманс и др., 2018). Чашки Петри с отложенными в них яйцами оставляли для учета количества личинок и имаго. Подопытных клещей через каждые двое суток пересаживали на свежий корм и учитывали количество выживших самок в течение 14–16 суток. В каждом варианте опыта было 3 повторности. Оценивали такие биологические показатели хищных клещей, как выживаемость самок, количество личинок и имаго и скорость изменения численности имаго.

При статистической обработке результатов использовался t-критерий Стьюдента.

У *T. montdorensis* наблюдаются такие же закономерности: различия достоверны ( $p \leq 0.001$ ) в вариантах «неживой корм + опилки» и «неживой корм + отруби», число имаго ниже, чем в контроле на 42.9% и 35.3% соответственно, а в варианте «живой корм + опилки» этот показатель ниже контрольного на 14.5% (различия недостоверны) (табл. 1).

Графики динамики численности хищных клещей в разных вариантах опыта и в контроле показаны на рис. 1, 2.

Скорость изменения численности имаго в течение 16 суток также зависит от субстрата и корма (рис. 3, 4), и у обоих видов клещей во всех вариантах опыта через 10 суток происходит неуклонное снижение этого показателя.

У *N. cucumeris* (рис. 3) в варианте «неживой корм + опилки» в первые 10 суток эксперимента этот показатель изменяется от 4.5 до 6.1 особей за сутки, что на 38.8% ниже, чем в контрольном варианте. При замене опилок на отруби, т.е., в варианте «неживой корм + отруби», максимальная скорость роста доходит до 8 особей за сутки, что на 18.4% ниже, чем в контроле. В варианте «живой корм + опилки» скорость роста популяции достигает 9 особей в сутки, что ниже контрольного варианта на 8.2%.

У *T. montdorensis* (рис. 4) в варианте «неживой корм + опилки» максимальная скорость роста численности не превышает 9.2 особей за сутки, что на 32.8% ниже, чем в контрольном варианте. В варианте «неживой корм + отруби» максимальная скорость роста достигает 9.8 особей за сутки, что на 28.5% ниже, чем в контроле. В варианте «живой корм + опилки» максимальная скорость роста составила 14.3 особей за сутки, что на 4.4% превышает показатели в контроле.

**Таблица 1.** Средние значения показателей численности *Neoseiulus cucumeris* и *Transeius montdorensis* при разведении на разных субстратах при использовании в качестве корма *Carpoglyphus lactis* в живом и замороженном виде

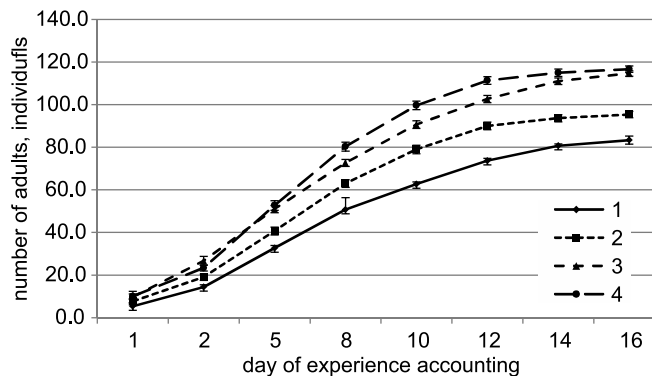
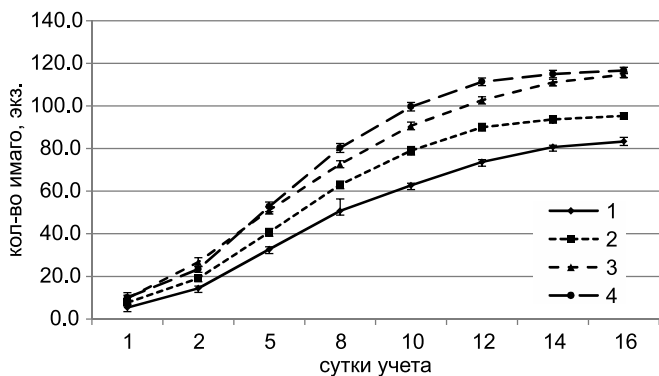
Показатели	Варианты опыта			
	1	2	3	4
<i>Neoseiulus cucumeris</i>				
Процент самок от их начального количества на 10-е сутки.	71.3	62.5	71.3	75.0
Число личинок на 16 сутки, экз.	103.7±5.2	120.3±9.7	149.7±15.9	151.3±8.4
Число имаго на 16 сутки, экз.	83.3±3.8	95.3±7.9	114.7±1.2	116.7±4.8
<i>Transeius montdorensis</i>				
Процент самок от их начального количества на 10-е сутки.	70.8	70.8	83.6	79.2
Число личинок на 16 сутки, экз.	120.3±13.8	134.0±2.5	177.0±7.0	206.3±14.4
Число имаго на 16 сутки, экз.	105.0±11.1	119.0±3.2	157.3±7.7	184.0±11.0

1 – неживой корм + опилки; 2 – неживой корм + отруби; 3 – живой корм + опилки; 4 – живой корм + отруби (контроль).

**Table 1.** Abundance of *Neoseiulus cucumeris* and *Transeius montdorensis* when breeding on different substrates using live and frozen *Carpoglyphus lactis* as feed (mean±SE)

Indicators	Treatments			
	1	2	3	4
<i>Neoseiulus cucumeris</i>				
Percent females surviving on the 10th day	71.3	62.5	71.3	75.0
Number of larvae on day 16	103.7±5.2	120.3±9.7	149.7±15.9	151.3±8.4
Number of adults on day 16	83.3±3.8	95.3±7.9	114.7±1.2	116.7±4.8
<i>Transeius montdorensis</i>				
Percentage females surviving on the 10th day	70.8	70.8	83.6	79.2
Number of larvae on day 16	120.3±13.8	134.0±2.5	177.0±7.0	206.3±14.4
Number of adults on day 16	105.0±11.1	119.0±3.2	157.3±7.7	184.0±11.0

1 – frozen feed + sawdust; 2 – frozen feed + wheat bran; 3 – live feed + sawdust; 4 – live feed + wheat bran (control).

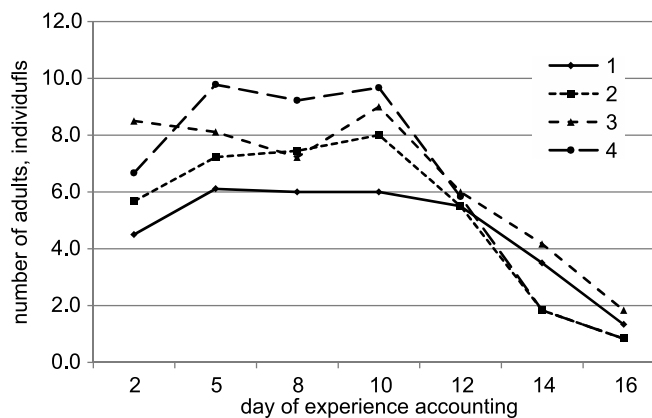
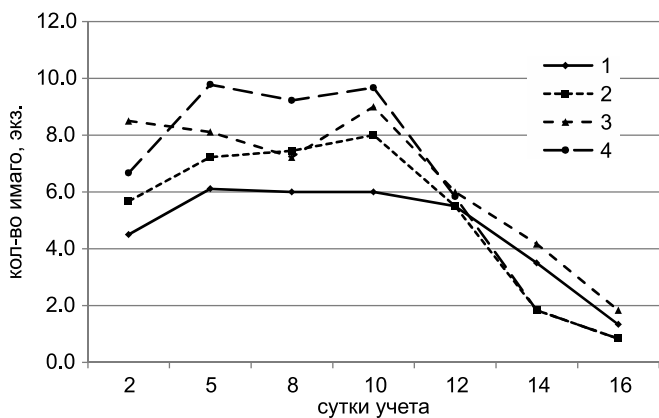


**Рисунок 1.** Динамика численности имаго *N. cucumeris* на разных субстратах и на разных кормах, где:

1 – неживой корм + опилки; 2 – неживой корм + отруби; 3 – живой корм + опилки; 4 – живой корм + отруби (контроль)

**Figure 1.** Dynamics of *N. cucumeris* adult abundance on different substrates and on different feeds, where:

1 – frozen feed + sawdust; 2 – frozen feed + wheat bran; 3 – live feed + sawdust; 4 – live feed + wheat bran (control)

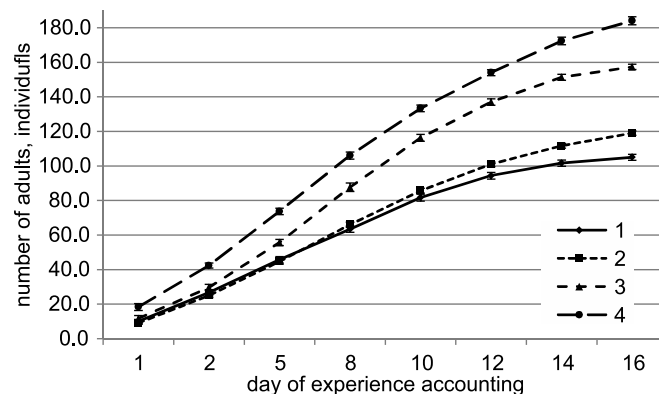
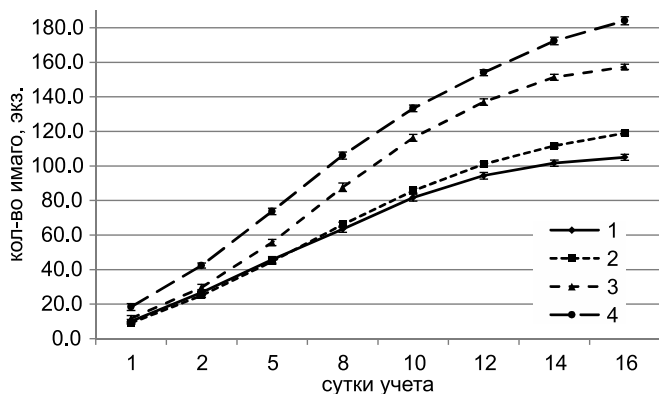


**Рисунок 2.** Динамика численности имаго *T. montdorensis* на разных субстратах и на разных кормах, где:

1 – неживой корм + опилки; 2 – неживой корм + отруби; 3 – живой корм + опилки; 4 – живой корм + отруби (контроль)

**Figure 2.** Dynamics of *T. montdorensis* adult abundance on different substrates and on different feeds, where:

1 – frozen feed + sawdust; 2 – frozen feed + wheat bran; 3 – live feed + sawdust; 4 – live feed + wheat bran (control)

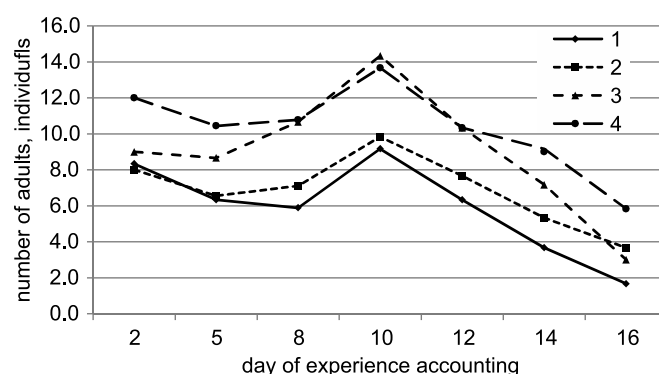
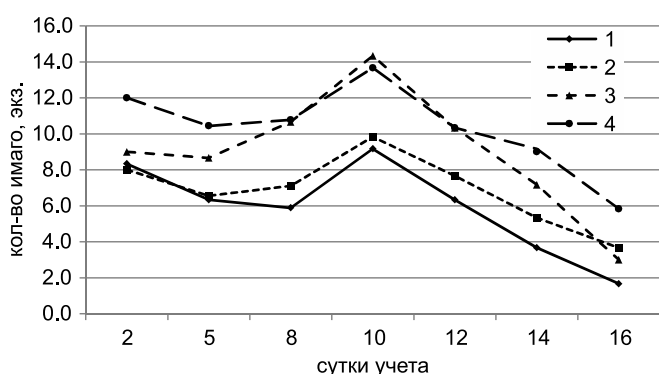


**Рисунок 3.** Суточная скорость изменения численности имаго *N. cucumeris* в разных вариантах опыта, где:

1 – неживой корм + опилки; 2 – неживой корм + отруби; 3 – живой корм + опилки; 4 – живой корм + отруби (контроль)

**Figure 3.** Daily change in the abundance of *N. cucumeris* adults in different treatments, where:

1 – frozen feed + sawdust; 2 – frozen feed + wheat bran; 3 – live feed + sawdust; 4 – live feed + wheat bran (control)



**Рисунок 4.** Суточная скорость изменения численности имаго *T. montdorensis* в разных вариантах опыта, где:

1 – неживой корм + опилки; 2 – неживой корм + отруби; 3 – живой корм + опилки; 4 – живой корм + отруби (контроль)

**Figure 4.** Daily change in the abundance of *T. montdorensis* adults in different treatments, where:

1 – frozen feed + sawdust; 2 – frozen feed + wheat bran; 3 – live feed + sawdust; 4 – live feed + wheat bran (control)

### Обсуждение

Лучшие результаты по всем тестируемым параметрам получены в контроле, близкий к нему вариант – «живой корм + опилки», при котором репродуктивные показатели у обоих видов лишь незначительно снижаются по сравнению с контрольным вариантом. Худшие результаты наблюдались в вариантах с замороженным сухофруктовым клещом на обоих субстратах – все показатели были достоверно ниже, чем в контроле.

Скорость изменения численности имаго у обоих видов зависела от плодовитости самок хищных клещей в день учета. Плодовитость самок у *T. montdorensis* изменяется при температуре 25 °С от 1.9 до 3.6 яиц в сутки (Steiner et al, 2003), а у *N. cucumeris* – от 0.5 до 1.4 яиц в сутки (Мешков, Салобукина, 2013). Кривые скорости роста численности клещей дают представления о процессах, проходящих в популяциях в разных вариантах опыта. На рис. 3 и 4 показано, что скорость изменения роста численности имаго на 5–8 сутки непостоянна, но к 10 суткам эксперимента увеличивается во всех вариантах опыта у обоих видов клещей. Ее последующее снижение может быть обусловлено гибелью части самок к 10 суткам и снижением плодовитости у оставшихся особей. Снижение репродуктивных показателей клещей при переводе на новый корм можно объяснить тем, что сокращалось время пригодности

замороженного корма, а, следовательно, снижалась возможность полноценного питания, что оказывало негативное влияние на жизнеспособность и продуктивность разводимой культуры.

По результатам экспериментов можно сделать вывод, что древесные опилки являются пригодным субстратом для разведения обоих протестированных видов хищных клещей. При этом оптимальный корм – это живой сухофруктовый клещ. Тем не менее, и при разведении на замороженном корме оба клеща не прекращают свое развитие и не покидают субстрат. Полностью отказываться от использования замороженного корма не следует, поскольку при массовом разведении энтомоакарифагов желательно иметь запас корма в случае нехватки живого материала. Необходимо провести дополнительные исследования по подготовке замороженного сухофруктового клеща, применяя различные методы заморозки при разных температурах, а также провести ряд опытов по разведению сухофруктового клеща на отходах производства сухофруктов. Кроме того, требуются дополнительные исследования по подбору оптимального корма для сухофруктового клеща при его содержании в опилках. Все это может привести к дальнейшей оптимизации технологии разведения фитосейид.

Авторы выражают искреннюю благодарность д.б.н. З.А. Федотовой (Санкт-Петербург) за определение клещей и к.б.н. И.И. Кабаку (Санкт-Петербург) за помощь в оформлении статьи.

## Библиографический список (References)

- Ахатов АК, Ижевский СС (2004) Вредители тепличных и оранжерейных растений (морфология, образ жизни, вредоносность, борьба). М.: Товарищество научных изданий КМК. 307 с.
- Бегляров ГА, Сучалкин ФА (1985) Методические указания по биологическому методу борьбы с табачным трипсом в защищенном грунте. М.: Колос. 40 с.
- Большманс КЙФ, Ван Хоутен ИМ, Ван Бааль АЭ, Тиммер Р, Морель ДМ (2018) Композиция клещей, носитель, способ разведения клещей и их применения. Патент на изобретение RUS 2675521 С2
- Доброхотов СА (2008) Совершенствование методов разведения применения хищных клещей из рода *Amblyseius* для борьбы с трипсами в теплицах. Автореф. дис. ... к.б.н. СПб. 19 с.
- Колодочка ЛА (2006) Клещи-фитосейиды Палеарктики (Phytoseiidae, Parasitiformes) фаунистика, систематика, экология, эволюция. Вестник зоологии 21:250
- Красавина ЛП, Белякова НА, Зуева ЛИ, Осемеж НС и др. (2009) Способ разведения хищного клеща амблисейуса *Amblyseius cucumeris* Oud. Патент на изобретение RUS 2351126
- Мешков ЮИ, Салобукина НН (2013) Использование хищного клеща в защите тепличных культур от западного цветочного трипса. Гавриш 2:20–23
- Сучалкин ФА (1987) Разработка биологического метода борьбы с табачным трипсом на огурцах в защищенном грунте. Автореф. дис. ... к.б.н. Голицино. 24 с.
- Holmes ND, GreatRex RM (2011) Control of whitefly (*Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)) and thrips (*Thrips tabaci* (Lindeman)) with the predatory Phytoseiid mite *Typhlodromips montdorensis* (Schicha) on cucumber plants. Conference Title: Proceedings of the IOBC/WPRS Working Group “Integrated Control in Protected crops, Temperate Climate”, Sutton Scotney, UK, 18–22 September 2011. Bulletin 68:55–58
- Ji J, Zhang YX, Lin JZ, Chen X, Sun L, Saito Y (2015) Life histories of three predatory mites feeding upon *Carpoglyphus lactis* (Acari, Phytoseiidae; Carpoglyphidae). *Systematic and Applied Acarology* 20(5):491–496. <https://doi.org/10.11158/saa.20.5.5>
- Labbé RM, Gagnier D, Shipp (2019) Comparison of *Transeius montdorensis* (Acari: Phytoseiidae) to other Phytoseiid
- Mites for the Short-Season Suppression of Western Flower Thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Environmental Entomology* 48(2):335–342. <http://doi.org/10.1093/ee/nvz017>
- Lui JF, Zhang ZQ (2017) Development, survival and reproduction of a New Zealand strain of *Amblydromalus limonicus* (Acari: Phytoseiidae) on *Typha orientalis* pollen, *Ephestia kuehniella* eggs, and an artificial diet. *International Journal of Acarology* 43:153–159. <http://doi:10.1080/01647954.2016.1273972>
- Medd NC, GreatRex RM (2014) An evaluation of three predatory mite species for the control of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*). *Pest Management Science* 70(10):1492–1496. <http://doi:org/10.1002/ps.3794>
- Nguyen DT, Vangansbeke D, De Clercq P (2014) Solid artificial diets for the phytoseiid predator *Amblyseius swirskii*. *BioControl* 59:719–727
- Pirayeshfar F, Safavi SA, Moayeri HRS, Messelink GJ (2020) The potential of highly nutritious frozen stages of *Tyrophagus putrescentiae* as a supplemental food source for the predatory mite *Amblyseius swirskii*. *Biocontrol Science and Technology* 30(5):403–417. <http://doi:10.1080/09583157.2020>
- Steiner MY, Goodwin S, Wellham TM, Barchia IM, Spohr LJ (2003) Biological studies of the Australian predatory mite *Typhlodromips montdorensis* (Schicha) (Acari: Phytoseiidae), a potential biocontrol agent for western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *Australian Journal of Entomology* 42(2):124–130
- Téllez M, Cabello T, Gámez M, Burguillo FJ, Rodríguez E (2020) Comparative study of two predatory mites *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot and *Transeius montdorensis* (Schicha) by predator-prey models for improving biological control of greenhouse cucumber. *Ecological Modelling* 431:109197
- Van Lenteren JC (2012) The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *BioControl* 57:1–20
- Van Lenteren JC, Bolckmans K, Köhl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2018) Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl* 63:39–59. <http://doi:10.1007/s10526-017-9801-4>

## Translation of Russian References

- Akhatov AK, Izhevskiy SS (2004) [Pests of plants in greenhouses (morphology, mode of life, harming activity, control)]. Moscow: Tovarishchestvo nauchnykh izdaniy KMK]. 307 p. (In Russian)
- Begliarov GA, Suchalkin FA (1985) [Guides for biocontrol of *Thrips tabaci* in greenhouses]. Moscow: Kolos. 40 p. (In Russian)
- Bolkmans CF, Van Houten IM, Van Baal AE, Timer R, Morel DM (2018) [Composition of mites, carrier, method of breeding ticks and their application] Patent RU 2675521 C2 (In Russian)
- Dobrokhотов SA (2008) [Improvement of methods of mass rearing and application of predatory mites of the genus *Amblyseius* for thrips control in greenhouses]. *Abstr. PhD Thesis*. St. Petersburg. 19 p. (In Russian)
- Kolodochka LA (2006) [Ticks-phytoseiids of the Palearctic (Phytoseiidae, Parasitiformes) faunistics, systematics, ecology, evolution] *Vestnik zoology* 21:250 (In Russian)
- Krasavina LP, Belyakova NA, Zuyeva LI, Osemezh NS and al (2009) [Method of mass rearing of the predatory mite *Amblyseius cucumeris* Oud.]. Patent RU 2351126. (In Russian)
- Meshkov YuI, Salobukina NN (2013) [Use of a predatory mite in control of *Frankliniella occidentalis* in greenhouses]. *Gavriish. 2:20–23*. (In Russian)
- Suchalkin FA (1987) [Development of biocontrol of *Thrips tabaci* on cucumber in greenhouses]. *Abstr. PhD Thesis*. Golitsino. 24 p. (In Russian)

IMPROVEMENT OF BREEDING METHODS OF PREDATORY MITES *NEOSEIULUS CUCUMERIS* AND *TRANSEIUS MONTDORENSIS* FOR BIOLOGICAL PLANT PROTECTION

L.P. Krasavina, O.V. Trapeznikova\*

*All-Russian Institute of Plant Protection, St. Petersburg, Russia*

\*corresponding author, e-mail: olvet@inbox.ru

The possibility of breeding of phytoseiid predatory mites *Neoseiulus cucumeris* and *Transeius montdorensis* using hardwood sawdust as a substrate and frozen dried fruit mite (*Carpoglyphus lactis*) as feed was studied. The number of larvae produced by *N. cucumeris* was 31.5% lower on frozen feed in sawdust than in the control, while in *T. montdorensis* it was lower by 47.7%. The number of individuals surviving to adulthood compared to the control was lower by 28.6% and 42.9%, respectively. The maximum daily growth rate of the population was reduced relatively to the control by 3.7 individuals in *N. cucumeris*, and by 4.5 in *T. montdorensis* –. On frozen feed in bran, *N. cucumeris* produced 20.5% fewer larvae than in the control, *T. montdorensis* – 35.1% fewer larvae. The number of individuals surviving to adulthood was reduced by 18.3% and 35.3%, respectively, compared to the control. The maximum daily population growth rate was 1.7 individuals lower than in the control in *N. cucumeris*, and – 3.9 individuals lower in *T. montdorensis*. On live feed in sawdust, larval production was similar to the control (lower by 1.1% in *N. cucumeris* and 14.2% in *T. montdorensis*). The number of individuals was reduced relatively to the control by 1.7% and 14.8%, respectively. The maximum daily population growth rate in *N. cucumeris* is slightly lower (by 0.7 individuals) than in the control, and in *T. montdorensis* it even exceeded the control by 0.6 individuals per day. Our results showed the possibility of using sawdust as a cheaper substrate for breeding of both species of predatory mites and poor performance of the frozen feed compared to the live one.

**Keywords:** phytoseids, *Carpoglyphus lactis*, sawdust, frozen feed

Submitted: 18.03.2022

Accepted: 03.06.2022

## EFFECT OF THE ENDOPHYTIC COLONIZATION OF *BEAUVERIA BASSIANA* ON THE POPULATION DENSITY OF PEACH APHID (*MYZUS PERSICAE*) AND THE GROWTH PARAMETERS OF PLANTS

O.G. Tomilova<sup>1,2\*</sup>, G.R. Lednev<sup>1</sup>, N.S. Volkova<sup>1</sup>, E.G. Kozlova<sup>1</sup>

<sup>1</sup>All-Russian Institute of Plant Protection, St. Petersburg, Russia

<sup>2</sup>Institute of Systematics and Ecology of Animals, Siberian Branch, Russian Academy of Sciences, Novosibirsk, Russia

\*corresponding author, e-mail: [toksina@mail.ru](mailto:toksina@mail.ru)

Endophytic properties of entomopathogenic fungi currently receive considerable attention from the scientific community. In the present work, it was shown that the fungus *Beauveria bassiana* (strain BBK-1) is able to successfully colonize broad bean and sweet pepper plants under laboratory conditions. The green peach aphid actively bred on both plant species. The density of aphids developing on plants colonized by *B. bassiana* was significantly lower as compared to the control, both on peppers and beans. The growth-stimulating effect of endophytic colonization by *B. bassiana* was less pronounced on beans, while on sweet pepper plants, a significant increase in plant height and an earlier onset of the budding were found. The observed effects indicate that *B. bassiana* has a potential to be used as a polyfunctional biocontrol agent in agricultural practice.

**Keywords:** entomopathogenic fungi, broad bean, sweet pepper, growth stimulation

Submitted: 03.04.2022

Accepted: 25.05.2022

### Introduction

*Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin (Ascomycota: Hypocreales) is a cosmopolitan fungus, primarily known as a necrotrophic pathogen of arthropods with an extensive host range (Mascarin, Jaronski, 2016). Saprotrophic properties of this species, on one hand, facilitate its adaptation to diverse ecosystems while on the other hand, allow it to be isolated and cultivated easily on various substrates and to be used for production of a broad spectrum of microbial insecticides to suppress phyto- and hematophagous arthropods (Faria, Wraight, 2007). During the last three decades, *B. bassiana* also started drawing attention of many researchers as an endophyte, able to colonize the rhizosphere and to develop within plant tissues (Vega et al. 2009). Endophytic activity and pathogenicity towards insects favor the establishment of a complex mutualistic association between the fungus and the plant. Interactions between plants, entomophagous insects and entomopathogenic fungi can be thus considered as a tritrophic consortium (Bamisile et al., 2018). Endophytic fungi also can serve as antagonists of phytopathogenic fungi (Sasan and Bidochka, 2013; Gothandapani et al., 2015; Lozano-Tovar et al., 2017; Barra-Bucarei et al., 2020), as plant growth stimulants (Lopez, Sword, 2015; Jaber, Enkerli, 2017; Jaber, Araj, 2018) and as immunity modulators (Ownley et al., 2010; Maksimov et al., 2015). In turn, plants protect the fungi from environmental stress, such as insolation, provide them with additional nutrients, and serve as a platform to parasitize insects (Ownley et al., 2010; Keyser et al., 2014).

The fungus *B. bassiana* is able to colonize over hundred plant species from different families (McKinnon et al., 2017; Vega, 2018; etc). In contrast to the fungi in the genus *Metarhizium*, which are predominately concentrated in plant rhizosphere, *Beauveria* spp. colonize both roots and aboveground plant parts (Ownley et al., 2010; Behie et al., 2015). Extensive experimental evidence has been accumulated to demonstrate endophytic colonization of Fabaceae (Akello, Sikora, 2012; Parsa et al., 2013; Akutse et al., 2013) and

Solanaceae (Ownley et al., 2008; Barra-Bucarei et al., 2020; Tomilova et al., 2020) by *Beauveria*.

Numerous studies indicate a decrease in disease development caused by viruses (Jaber and Salem, 2014), bacteria (Ownley et al., 2008), and fungi (Ownley et al., 2008; Jaber, 2015; Rivas-Franco et al., 2019) in *Beauveria*-colonized plants. Notably, the results of laboratory experiments were reproducible under field conditions. In particular, seed treatment with *B. bassiana* caused a significant decrease in powdery mildew, root rots, chocolate and other spot diseases in broad beans (Ashmarina et al., 2021). Similarly, treatment of potato tubers with *B. bassiana* impeded the development of Rhizoctonia disease during vegetation and increased weight and quality of new yielded tubers (Tomilova et al., 2020).

Growth stimulation observed in plants under influence of *Beauveria* is explained by the provision of supplementary nitrogen due to the mycelium development on roots (Behie et al., 2012; Behie and Bidochka, 2014), induction of protein synthesis involved in photosynthesis and energy metabolism of plants (Gomez-Vidal et al., 2009), activation of their phytohormone production (Raad et al., 2019), or by synthesis of the hormone-like substances, such as indolyl acetic acid, by the fungi (Liao et al., 2017).

Numerous reports are published concerning the influence of plant colonization by *B. bassiana* on various phytophagous insects in the orders Homoptera, Thysanoptera, Coleoptera, Hymenoptera, Lepidoptera, etc. However, available data are somewhat contradictory when different parasite-host systems are compared. The observed effects may vary between the elevated mortality due to fungal infection (Gurulingappa et al., 2010; Lopez and Sword, 2015; Garrido-Jurado et al., 2017; Sánchez-Rodríguez et al., 2018) and the increase in pest numbers (Clifton et al., 2018; Raad et al., 2019). These contradictions can result from the differences in biological properties of plants and insects, as well as from the fungal ability to colonize the plants. It should be also noted that plants are usually inhabited by several species of endophytes



(Hartley, Gange, 2009) and naturally occurring ones may affect plant interactions with their pests and cause variations in the observed effects.

The green peach aphid *Myzus persicae* Sulzer (Homoptera: Aphididae) is a typical polyphagous pest, feeding on over 900 species of plants from 50 families, including Solanaceae, Fabaceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Rutaceae, etc. (Holman, 2009). It is considered to be one of the most important sucking pests of agriculture worldwide (Blackman, Eastop, 1984). Moreover, *M. persicae* displays resistance to numerous synthetic insecticides (Devonshire et al., 1998), which requires development of complex approaches to control this pest. The abundance of economically important aphid species, such as *Aphis gossypii* Glover, *Acyrtosiphon pisum*

Harris, *Aphis fabae* Scopoli and *M. persicae* (Akello, Sikora, 2012; Castillo-Lopez et al., 2014; Jaber, Araj, 2018) has been found to be negatively affected by the entomopathogenic fungi which colonized the infested plants. Thus, in the present study these effects were tested against the single pest species in two model plants belonging to Fabaceae and Solanaceae. Both species are damaged by the green peach aphid, while certain aspects of endophyte colonization have been already assessed in these plants, including the stimulation of their growth and suppression of their pathogens.

The goal of the present study was to compare effects of endophytic colonization of the broad bean and the sweet pepper by the fungus *B. bassiana* (strain BBK-1) on the green peach aphid abundance and the growth of the colonized plants.

### Materials and Methods

The fungal strain *B. bassiana* BBK-1 from the collection of All-Russian Institute of Plant Protection, originally isolated from a cadaver of *Calliptamus italicus* L. (Orthoptera: Acrididae) in Novosibirsk Province in 2000, was used in this study. Species identification was confirmed by sequencing the intergenic locus B (Rehner et al., 2011). Fungal conidia were grown in Petri dishes on the modified Sabouraud medium containing 1% peptone, 1% glucose, 1% maltose, 0.5% yeast extract, and 2% agar.

Two species of plants were used: the broad bean *Vicia faba* L. (Fabaceae), ‘Russkiy chernyy’ variety, and the sweet pepper *Capsicum annuum* L. (Solanaceae), ‘Podarok Moldovy’ variety. The plants were grown in sterile soil-sand mixture (1:1 ratio) from seeds sterilized by the consequent surface treatment with 1% sodium hypochlorite (2 min) and 70% ethanol (2 min), followed by three washes with distilled water (Parsa et al., 2013). Each plant was grown individually in plastic plant pot using 25 pots per treatment at 22–25 °C, 12 hrs light, relative humidity 40–60%.

The fungus was applied one week after appearance of the broad bean shoots or after the picking of the seedlings of the sweet pepper (the picking performed at the stage of 2–3 true leaves). For the application, the soil was watered with fungal suspension containing  $10^8$  conidia/mL in water with 0.01% Tween-80 (10 mL/plant). Control plants were treated with water containing Tween only. The endophyte colonization was evaluated using the method of Posad et al. (2007) in two stages: at day 15 post treatment prior to aphid introduction (see below), and at day 30 post treatment when the experiment was finalized. The leaves were detached from the middle

tier, sterilized as above and cut into fragments (1 cm long) using a sterile scalpel. To control the quality of the surface sterilization, the leaf fragments were pressed against the sterile medium (McKinnon et al., 2017) and then placed in Petri dishes (10 fragments per plant) on the Sabouraud medium as above with addition of 0.035% cetrimonium bromide, 0.005% cycloheximide, 0.005% tetracycline and 0.06% streptomycin to suppress saprotrophic microorganisms. The dishes were incubated for 10 days at 24 °C and the number of *B. bassiana* colonies per plant was counted, with the exception of the specimens showing fungal growth in the surface sterilization test.

Two weeks after fungal conidia application, both control and treated plants were artificially infested with the green peach aphid, using 10 insects per plant. In the broad beans, larvae were used while in the sweet pepper, where aphid colonization is a more complicated process which needs more time (as found in a preliminary experiment), parthenogenetic females were used. The pots were placed on trays each covered with a gauze hood, 12–13 pots per tray. The total aphid number per plant was scored on days 15 and 20 post introduction.

Plant height (10, 15, 20 days post treatment with the fungus) was measured and the proportion of plants with flower buds was estimated after its onset. For statistical analysis, the software package Statistica 8.0 (StatSoft Inc., Tusla, USA) was used. The percentage of plant colonization by the fungus and the proportion of plants with buds were evaluated using non-parametric statistics (Fisher exact test) while aphid numbers and plant height were assessed by t-test.

### Results and Discussion

The endophytic colonization percentage by *B. bassiana* was quite high in both plant species, reaching 73% in the sweet pepper and 56% in the broad beans on day 30 after the fungal application. Though the colonization rate was numerically higher in the former species (Fig. 1), no significant differences were found between the two plant species neither at the time of aphid introduction ( $\chi^2=0.033$ , Fisher exact  $p=0.177$ ) nor at the end of the experiment ( $\chi^2=0.031$ , Fisher exact  $p=0.188$ ). During experiment, the percent of the plants colonized by the fungus significantly increased. In the pepper, the increase was 1.8-fold ( $\chi^2=0.103$ , Fisher exact  $p=0.033$ ), while in the bean, it was 2.3-fold ( $\chi^2=0.107$ , Fisher exact  $p=0.021$ ). None of the control plants were colonized by *B. bassiana*.

Thus, the application of BBK-1 strain to the soil provided a reliable level of plant colonization in both species, which was consistent with the previous observations in Fabaceae (Akello and Sikora, 2012; Parsa et al., 2013; Akutse et al., 2013) and Solanaceae (Ownley et al., 2008; Jaber and Araj, 2018; Barra-Bucarei et al., 2019).

The green peach aphid infested and multiplied in both plant species. On day 20 after aphid introduction to the control plants, their number has significantly increased as compared to the initial number on the bean (10-fold,  $p<0.001$ ) and on the pepper (11.5-fold,  $p=0.017$ ). Meanwhile, for the *B. bassiana*-colonized plants (Fig. 2), the increase in the aphid numbers at that date was significantly lower as compared to the control

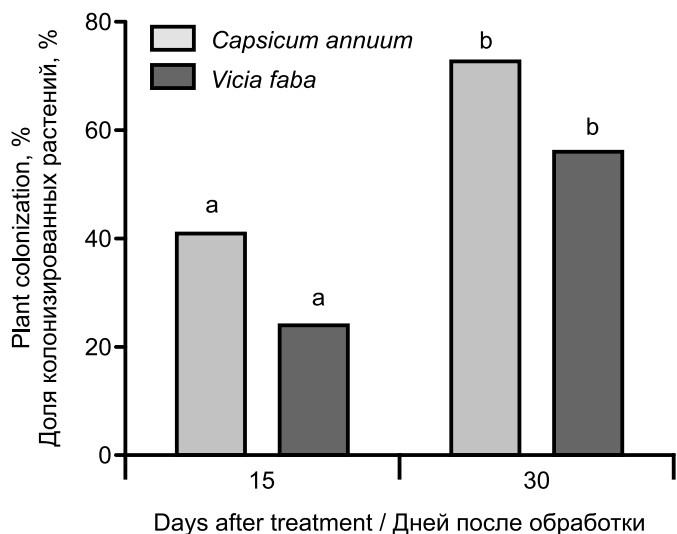
both on the pepper (4.2-fold,  $p < 0.045$ ) and on the bean (1.5-fold,  $p < 0.045$ ). The aphid mortality could not be estimated. Therefore, it is not completely clear whether the observed effect was caused by the suppression of aphid reproduction or by the increase in mortality due to the fungal infection. In

previous studies, detrimental effects of endophytic fungi on both ontogenetic and reproductive parameters of different aphid species have been demonstrated (Akello, Sikora, 2012; Jaber and Araj, 2018).

The sweet pepper plants colonized by *B. bassiana* displayed a significant increase ( $p \leq 0.004$ ) in height on days 10 and 20 after fungal application (Fig. 3). The percentage of the colonized pepper producing flower buds on day 20 was 1.4-fold higher as compared to the control (Fig. 4) but the difference was not significant ( $\chi^2 = 0.069$ , Fisher exact  $p = 0.081$ ). In the broad beans the height of the colonized plants was similar to the control, with the only exception for day 15 after fungal application (Fig. 4) when a statistically significant increase was observed ( $p = 0.013$ ). In both control and treated plants, the onset of flower budding was observed on days 18–20 after fungal introduction. On day 20, the percent of plants with flower buds was not significantly different between the control and the treatment groups ( $\chi^2 = 0.002$ , Fisher exact  $p = 0.500$ , Fig. 4). This can be explained by a more rapid growth of the bean plants compared to the pepper plants, as well as by a lower percentage of the colonized bean plants.

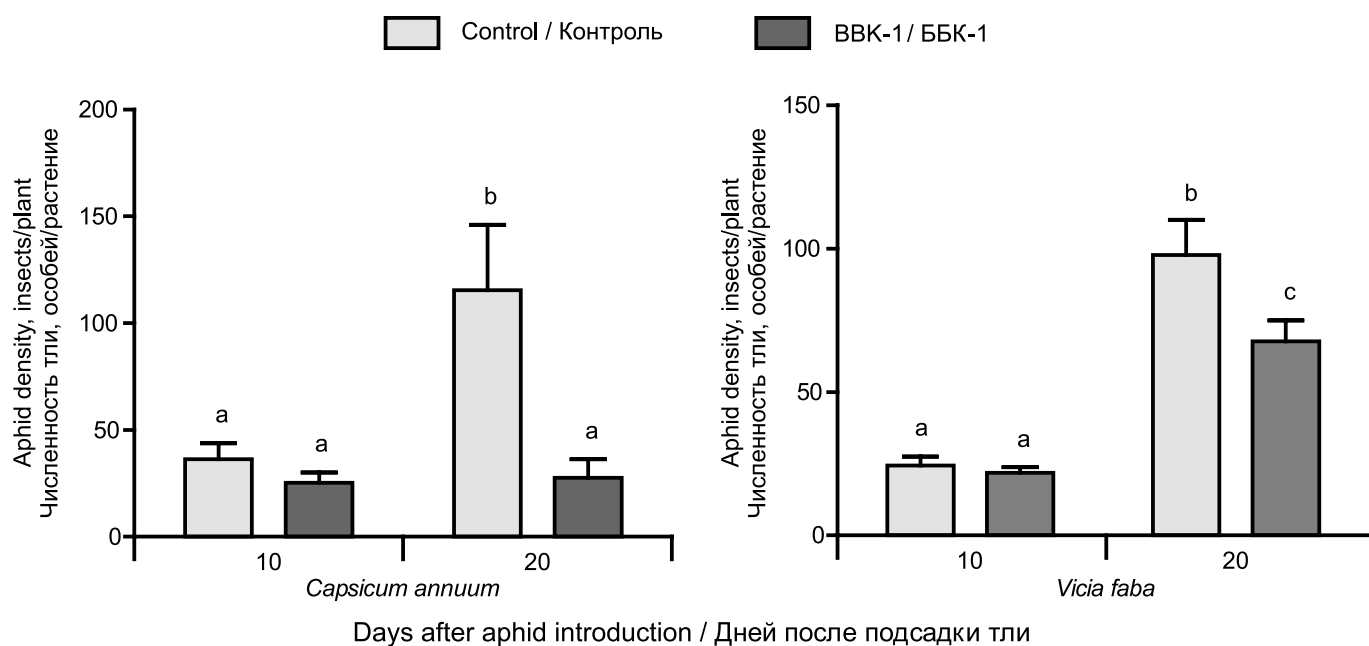
In several previous studies, plant growth was also found to be augmented by entomopathogenic fungi (Lopez, Sword, 2015; Jaber, Enkerli, 2017). Moreover, Jaber and Araj (2018) could demonstrate the ability of these fungi to positively affect sweet pepper growth in the presence of biotic stressors, such as consequent introduction of two generations of the green peach aphids. One of the explanations provided by the authors was that a decrease due to the fungal infection in damage caused by the pest may stimulate plant growth.

It can be therefore inferred that the colonization percentage by the fungus *B. bassiana* depends upon the plant species. At the 56–73 % level of plant colonization, a significant retardation of aphid population growth was demonstrated as compared



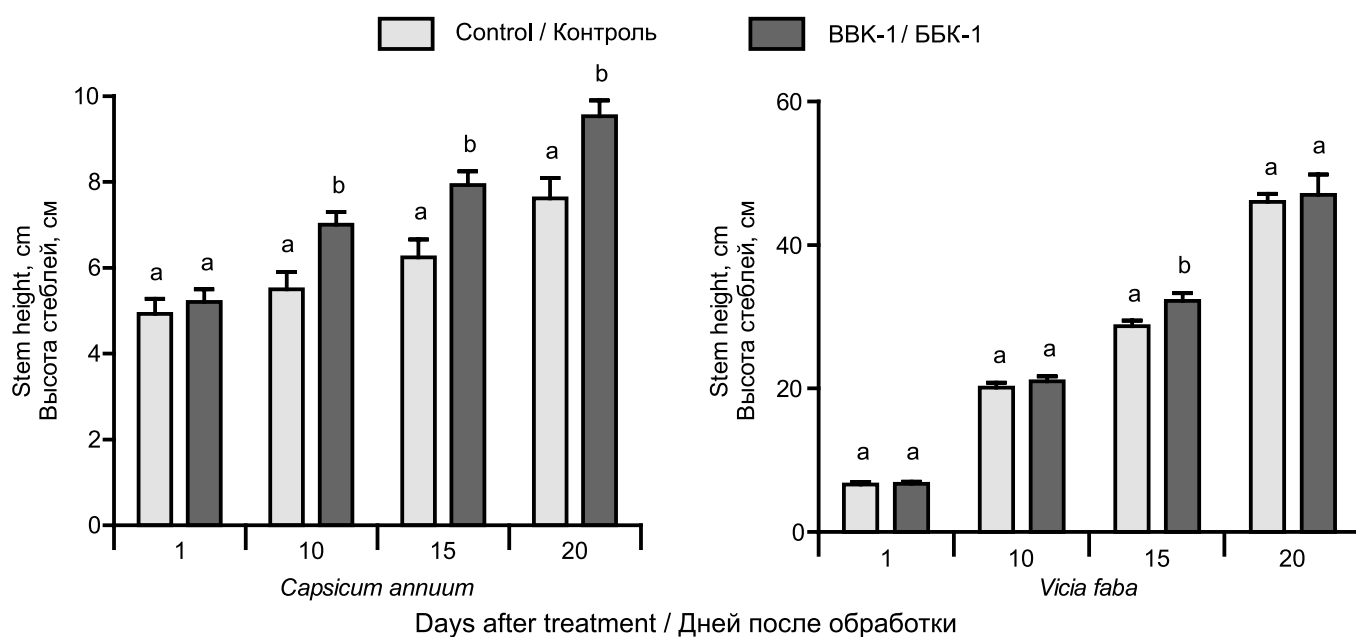
**Figure 1.** Plant colonization by *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  conidia/ml, 10 ml per plant) of the sweet pepper ('Podarok Moldovy' variety) and the broad bean ('Russkiy chernyy' variety) after treatment with the fungus. Different letters above the bars indicate the presence of significant differences (Fisher exact  $p < 0.05$ )

**Рисунок 1.** Уровень колонизации *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  конидий/мл, 10 мл на растение) растений сладкого перца (сорт «Подарок Молдовы») и кормовых бобов (сорт «Русский черный») после обработки грибом. Различными буквами над столбцами отмечено наличие существенных различий (Fisher exact  $p < 0.05$ )



**Figure 2.** Effect of colonization by *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  conidia/ml, 10 ml per plant) on the number of *Myzus persicae* developing on the sweet pepper (left) and the broad beans (right). Different letters above the bars indicate significantly different values (t-test,  $p < 0.05$ )

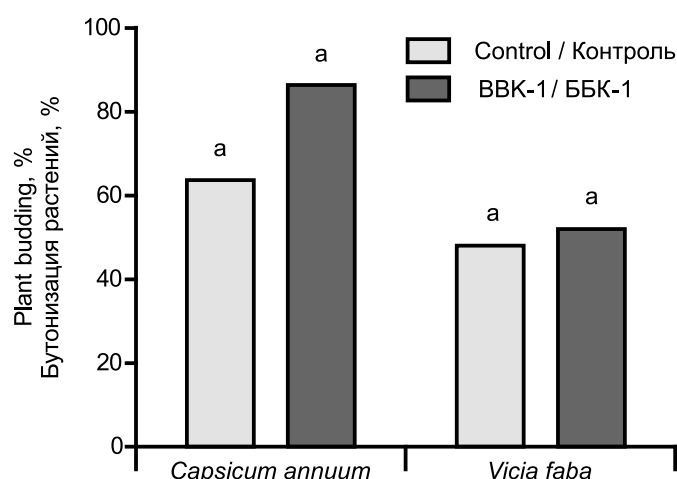
**Рисунок 2.** Влияние колонизации *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  конидий/мл, 10 мл на растение) на численность *Myzus persicae*, развивавшейся на растениях сладкого перца (слева) и кормовых бобов (справа). Разными буквами над столбцами отмечены существенно различающиеся значения (t-test,  $p < 0.05$ )



**Figure 3.** Effect of *Beauveria bassiana* colonization ( $1 \times 10^8$  conidia/ml, 10 ml per plant) on stem height of the sweet pepper (left) and the broad beans (right).

Different letters above the bars indicate the presence of significant differences, comparison by day (t-test,  $p < 0.05$ )

**Рисунок 3.** Влияние колонизации *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  конидий/мл, 10 мл на растение) на высоту стеблей сладкого перца (слева) и кормовых бобов (справа). Разными буквами над столбцами отмечено наличие существенных различий, сравнение по суткам (t-test,  $p < 0.05$ )



**Figure 4.** Effect of colonization by *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  conidia/ml, 10 ml per plant) on the budding percentage of the sweet pepper and the broad beans 20 days after treatment with the fungus. Different letters above the bars indicate the presence of significant differences, comparison by day (t-test,  $p < 0.05$ )

**Рисунок 4.** Влияние колонизации *Beauveria bassiana* ( $1 \times 10^8$  конидий/мл, 10 мл на растение) на уровень бутонизации сладкого перца и кормовых бобов (20 суток после обработки грибом). Разными буквами над столбцами отмечено наличие существенных различий, сравнение по суткам (t-test,  $p < 0.05$ )

to the control. Further laboratory experiments are needed to determine survival and longevity of phytophagous insects on fungus-colonized plants. Similarly, plant growth stimulation deserves special attention to study positive side-effects on

plants through fungal application against pests. At the next phase, studies under field conditions are required to prove efficacy of these approaches for their practical applications.

The studies have been funded by the Budgetary Project № 1021052806551-4-4.1.6 (the experiments using the broad bean), and by the Russian Science Foundation grant № 19-14-00138 (the experiments using the sweet pepper).

#### References

- Akello J, Sikora R (2012) Systemic acropetal influence of endophyte seed treatment on *Acyrtosiphon pisum* and *Aphis fabae* offspring development and reproductive fitness *Biol Control* 61:215–221. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2012.02.007>
- Akutse KS, Maniania NK, Fiaboe KK, Berg J et al (2013) Endophytic colonization of *Vicia faba* and *Phaseolus vulgaris* (Fabaceae) by fungal pathogens and their effects on the life – history parameters of *Liriomyza huidobrensis*

- (Diptera: Agromyzidae. *Fungal Ecol* 6:293–301. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2013.01.003>
- Ashmarina LF, Lednev GR, Tomilova OG, Sadokhina TA et al (2021) Effect of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* on the development of faba bean (*Vicia faba*) diseases in the field conditions. *Dokl Biochem Biophys* 499(1):260–265. <https://doi.org/10.1134/S1607672921040013>
- Bamisile BS, Dash CK, Akutse KS, Keppanan R et al (2018) Fungal Endophytes: Beyond Herbivore Management. *Front Microbiol* 9:544. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.00544>
- Barra-Bucarei L, Iglesias AF, González MG, Aguayo GS et al (2020) Antifungal activity of *Beauveria bassiana* endophyte against *Botrytis cinerea* in two solanaceae crops. *Microorganisms* 8(1):65. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8010065>
- Behie S, Zelisko P, Bidochka M (2012) Endophytic insect-parasitic fungi translocate nitrogen directly from insects to plants. *Science* 336:1576–1577. <https://doi.org/10.1126/science.1222289>
- Behie SW, Bidochka MJ (2014) Ubiquity of insect-derived nitrogen transfer to plants by endophytic insect-pathogenic fungi: an additional branch of the soil nitrogen cycle. *Appl Environ Microbiol* 80:1553–1560. doi: 10.1128/AEM.03338-13
- Behie SW, Jones SJ, Bidochka MJ (2015) Plant tissue localization of the endophytic insect pathogenic fungi *Metarhizium* and *Beauveria*. *Fungal Ecol* 13:112–114. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2014.08.001>
- Blackman RL, Eastop VF (1984) Aphids on the world's crops: Identification and information guide. John Wiley Sons, London, 476 p.
- Castillo-Lopez D, Zhu-Salzman K, Ek-Ramos MJ, Sword GA (2014) The entomopathogenic fungal endophytes *Purpureocillium lilacinum* (formerly *Paecilomyces lilacinus*) and *Beauveria bassiana* negatively affect cotton aphid reproduction under both greenhouse and field conditions *PLoS One* 9:e103891. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0103891>
- Clifton EH, Jaronski ST, Coates BS, Hodgson EW et al (2018) Effects of endophytic entomopathogenic fungi on soybean aphid and identification of *Metarhizium* isolates from agricultural fields. *PLoS One* 13(3):e0194815. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0194815>
- Devonshire AL, Field LM, Foster SP, Moores GD et al (1998) The evolution of insecticide resistance in the peach-potato aphid, *Myzus persicae*. *Phil Trans R Soc Lond B* 353:1677–1684. <https://www.jstor.org/stable/56755>
- Faria MR, Wraight SP (2007) Mycoinsecticides and mycoacaricides: a comprehensive list with worldwide coverage and international classification of formulation types. *Biol Control* 43:237–256. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2007.08.001>
- Garrido-Jurado I, Resquín-Romero G, Amarilla SP, Ríos-Moreno A, et al (2017) Transient endophytic colonization of melon plants by entomopathogenic fungi after foliar application for the control of *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae). *J Pest Sci* 90:319–330. <https://doi.org/10.1007/s10340-016-0767-2>
- Gomez-Vidal S, Salinas J, Tena M, Lopez-Llorca LV (2009) Proteomic analysis of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) responses to endophytic colonization by entomopathogenic fungi. *Electrophoresis* 30:2996–3005. <https://doi.org/10.1002/elps.200900192>
- Gothandapani S, Boopalakrishnan G, Prabhakaran N, Chethana BS et al (2015) Evaluation of entomopathogenic fungus against *Alternaria porri* (Ellis) causing purple blotch disease of onion. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 48:135–144. <https://doi.org/10.1080/03235408.2014.884532>
- Gurulingappa P, Sword GA, Murdoch G, McGee PA (2010) Colonization of crop plants by fungal entomopathogens and their effects on two insect pests when in planta. *Biol Control* 55:34–41. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2010.06.011>
- Hartley SE, Gange AC (2009) Impacts of plant symbiotic fungi on insect herbivores: mutualism in a multitrophic context. *Annu Rev Entomol* 54(1):323–42. [10.1146/annurev.ento.54.110807.090614](https://doi.org/10.1146/annurev.ento.54.110807.090614)
- Holman J (2009) Host plant catalog of aphids. Palaearctic region. Berlin: Springer Science, 1216 p.
- Jaber LR (2015) Grapevine leaf tissue colonization by the fungal entomopathogen *Beauveria bassiana* sl and its effect against downy mildew. *Biocontrol* 60(1):103–112. <https://doi.org/10.1007/s10526-014-9618-3>
- Jaber LR, Araj SE (2018) Interactions among endophytic fungal entomopathogens (Ascomycota: Hypocreales), the green peach aphid *Myzus persicae* Sulzer (Homoptera: Aphididae), and the aphid endoparasitoid *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae). *Biol Control* 116:53–61. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2017.04.005>
- Jaber LR, Enkerli J (2017) Fungal entomopathogens as endophytes: can they promote plant growth? *Biocontrol Sci Techn* 27:28–41. <https://doi.org/10.1080/09583157.2016.1243227>
- Jaber LR, Salem NM (2014) Endophytic colonisation of squash by the fungal entomopathogen *Beauveria bassiana* (Ascomycota: Hypocreales) for managing Zucchini yellow mosaic virus in cucurbits. *Biocontrol Sci Techn* 24(10):1096–1109. <https://doi.org/10.1080/09583157.2014.923379>
- Keyser CA, Fernandes ÉKK, Rangel DEN, Roberts DW (2014) Heat-induced post-stress growth delay: A biological trait of many *Metarhizium* isolates reducing biocontrol efficacy? *J Invertebr Pathol* 120:67–73. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2014.05.008>
- Liao X, Lovett B, Fang W, St Leger RJ (2017) *Metarhizium robertsii* produces indole-3-acetic acid, which promotes root growth in *Arabidopsis* and enhances virulence to insects. *Microbiology* 163:980–991. <https://doi.org/10.1099/mic.0.000494>
- Lopez DC, Sword GA. (2015) The endophytic fungal entomopathogens *Beauveria bassiana* and *Purpureocillium lilacinum* enhance the growth of cultivated cotton (*Gossypium hirsutum*) and negatively affect survival of the cotton bollworm (*Helicoverpa zea*). *Biol Control* 89:53–60. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2015.03.010>
- Lozano-Tovar MD, Garrido-Jurado I, Quesada-Moraga E, Raya-Ortega MC et al (2017) *Metarhizium brunneum* and *Beauveria bassiana* release secondary metabolites with antagonistic activity against *Verticillium dahliae* and *Phytophthora megasperma* olive pathogens. *Crop Prot* 100:186–195. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.06.026>
- Maksimov IV, Sorokan AV, Nafikova AR, Benkovskaya GV (2015) On principal ability and action mechanisms of joint

- use of *Bacillus subtilis* 26D and *Beauveria bassiana* Ufa-2 preparation for potato protection against *Phytophthora infestans* and *Leptinotarsa decemlineata*. *Micologia i fitopatologia* 49:317–324. <https://doi.org/10.1134/S0003683814020136>
- Mascarin GM, Jaronski ST (2016) The production and uses of *Beauveria bassiana* as a microbial insecticide. *World J Microbiol Biotechnol* 32:177. <https://doi.org/10.1007/s11274-016-2131-3>
- McKinnon AC, Saari S, Moran-Diez ME, Meyling NV et al (2017) *Beauveria bassiana* as an endophyte: A critical review on associated methodology and biocontrol potential. *Biocontrol* 62:1–17. <https://doi.org/10.1007/s10526-016-9769-5>
- Ownley BH, Griffin MR, Klingeman WE, Gwinn KD et al (2008) *Beauveria bassiana*: endophytic colonization and plant disease control. *J Invertebr Pathol* 98:267–270. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2008.01.010>
- Ownley BH, Gwinn KD, Vega FE. (2010) Endophytic fungal entomopathogens with activity against plant pathogens: ecology and evolution. *Biocontrol* 55:113–128. <https://doi.org/10.1007/s10526-009-9241-x>
- Parsa S, Ortiz V, Vega FE (2013) Establishment of fungal entomopathogens as endophytes: towards endophytic biological control. *J Vis Exp* 11(74):50360. <https://doi.org/10.3791/50360>
- Posada F, Aime MC, Peterson SW, Aehner SA et al (2007) Inoculation of coffee plants with the fungal entomopathogen *Beauveria bassiana* (Ascomycota: Hypocreales). *Mycol Res* 111:748–757. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.03.006>
- Raad M, Glare TR, Brochero HL, Müller C et al (2019) Transcriptional reprogramming of *Arabidopsis thaliana* defence pathways by the entomopathogen *Beauveria bassiana* correlates with resistance against a fungal pathogen but not against insects hormones, plant–microbe interaction, *Plutella xylostella*, *Myzus persicae*, *Sclerotinia sclerotiorum*. *Front Microbiol* 10:615. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00615>
- Rehner SA, Minnis AM, Sung G–H, Luangsa–ard JJ et al (2011) Phylogeny and systematics of the anamorphic, entomopathogenic genus *Beauveria*. *Mycologia* 103(5):1055–1073. <https://doi.org/10.3852/10-302>
- Rivas-Franco F, Hampton JG, Morán-Diez ME, Narciso J et al (2019) Effect of coating maize seed with entomopathogenic fungi on plant growth and resistance against *Fusarium graminearum* and *Costelytra giveni*. *Biocontrol Sci Tech* 29:877–900. <https://doi.org/10.1080/09583157.2019.1611736>
- Sánchez-Rodríguez AR, Raya-Díaz S, Zamarreño AM, García-Mina JM, et al (2018) An endophytic *Beauveria bassiana* strain increases spike production in bread and durum wheat plants and effectively controls cotton leafworm (*Spodoptera littoralis*) larvae. *Biol Control* 116:90–102. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2017.01.012>
- Sasan RK, Bidochka MJ (2013) Antagonism of the endophytic insect pathogenic fungus *Metarhizium robertsii* against the bean plant pathogen *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 35(3):288–293. <https://doi.org/10.1080/07060661.2013.823114>
- Tomilova OG, Shaldyaeva EM, Kryukova NA, Pilipova YV et al (2020) Entomopathogenic fungi decrease *Rhizoctonia* disease in potato in field conditions. *PeerJ* 8:e9895. <http://doi.org/10.7717/peerj.9895>
- Vega FE (2018) The use of fungal entomopathogens as endophytes in biological control: a review. *Mycologia* 110(1):4–30. <https://doi.org/10.1080/00275514.2017.1418578>
- Vega FE, Goettel S, Blackwell M, Chandler D et al (2009) Fungal entomopathogens: new insights on their ecology. *Fungal Ecol* 2(4):149–159. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2009.05.001>

Вестник защиты растений, 2022, 105(2), с. 94–99

OECD+WoS: 4.01+AM (Agronomy)

<https://doi.org/10.31993/2308-6459-2022-105-2-15325>

Краткое сообщение

## ВЛИЯНИЕ ЭНДОФИТНОЙ КОЛОНИЗАЦИИ *BEAUVERIA BASSIANA* НА ЧИСЛЕННОСТЬ ПЕРСИКОВОЙ ТЛИ (*MYZUS PERSICAE*) И РОСТ РАСТЕНИЙ

О.Г. Томилова<sup>1,2\*</sup>, Г.Р. Леднёв<sup>1</sup>, Н.С. Волкова<sup>1</sup>, Е.Г. Козлова<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Всероссийский научно-исследовательский институт защиты растений, Санкт-Петербург

<sup>2</sup>Институт систематики и экологии животных Сибирского отделения Российской академии наук, Новосибирск

\* ответственный за переписку, e-mail: toksina@mail.ru

В последнее время активно изучаются эндофитные свойства энтомопатогенных грибов. В работе показано, что гриб *Beauveria bassiana* (штамм ББК-1) способен успешно колонизировать растения кормовых бобов и сладкого перца в лабораторных условиях. Персиковая тля активно размножалась на обоих видах растений. Численность тли, развивавшейся на колонизированных *B. bassiana* растениях, была достоверно ниже контрольных значений, как на перцах, так и на бобах. Ростостимулирующий эффект эндофитной колонизации *B. bassiana* был менее выраженным на бобах, тогда как на растениях сладкого перца установлено достоверное увеличение высоты растений и более раннее наступление фазы бутонизации. Полученные эффекты свидетельствуют о перспективности дальнейших исследований возможности использования *B. bassiana* в качестве полифункционального агента биоконтроля в сельскохозяйственной практике.

**Ключевые слова:** энтомопатогенные грибы, кормовые бобы, сладкий перец, ростостимуляция

Поступила в редакцию: 03.04.2022

Принята к печати: 25.05.2022

Редакция журнала "Вестник защиты растений" напоминает, что подача рукописей осуществляется через личный кабинет автора на сайте журнала по адресу

**<https://plantprotect.ru>**

Актуальные Правила для авторов доступны онлайн по адресу

**<https://plantprotect.ru/index.php/vizr/about/submissions>**

Editorial Office of the journal "Plant Protection News" reminds that manuscript submission is available at the Journal's webpage

**<https://plantprotect.ru>**

Guides for Authors are available at

**<https://plantprotect.ru/index.php/vizr/about/submissions>**

---

Научное издание

**Индекс ПМ790**

Подписано к печати 21 июля 2022 г.

Формат 60x84/8. Объем 4 1/2 п.л. Тираж 250 экз.



## Индекс ПМ790