

DOI: 10.12731/2658-6649-2024-16-6-1004

EDN: KQYUTJ

УДК 633.491:632.4:632.952



Научная статья

ГРИБЫ КОМПЛЕКСА ВИДОВ *Fusarium solani* В МИКОБИОТЕ КЛУБНЕЙ КАРТОФЕЛЯ: ВИДОВОЕ РАЗНООБРАЗИЕ, ПАТОГЕННОСТЬ И ЧУВСТВИТЕЛЬНОСТЬ К ФУНГИЦИДАМ

А.С. Орина, О.П. Гаврилова, И.И. Трубин, Т.Ю. Гагкаяева

Аннотация

Обоснование. Фузариозная сухая гниль картофеля приводит к потере урожая в период хранения, в также ухудшает семенное качество клубней. Разнообразие видового состава возбудителей заболевания, а также их агрессивность и чувствительность к фунгицидам, применяемым для защиты картофеля, значительно варьирует.

Цель – молекулярно-генетическая идентификация и характеристика физиолого-биохимических свойств грибов комплекса видов *Fusarium solani* (FSSC), выделенных из клубней картофеля с симптомами фузариозной сухой гнили.

Материалы и методы. В исследование включили 9 штаммов грибов FSSC, выделенных из клубней картофеля различного географического происхождения. Определение видовой принадлежности штаммов проводили с помощью филогенетического анализа последовательностей *tef* и *rpb2*. Проанализировали скорость роста грибов *Fusarium* в диапазоне температур 5–35 °С. Патогенность штаммов оценивали в результате инокуляции клубней картофеля сортов Гала и Импала. Чувствительность штаммов к четырем действующим веществам, выявляли при их культивировании на питательной среде с добавлением фунгицидов в различных концентрациях.

Результаты. Установлена принадлежность анализированных штаммов к четырем видам: *F. mori* (1 штамм), *F. noneumartii* (4), *F. stercicola* (2) и *F. vanettenii* (2). Оптимальными для роста штаммов *F. noneumartii*, *F. stercicola* и *F. vanettenii* оказался диапазон температур 25–30 °С, а для штамма *F. mori* – 30 °С. Все анализированные штаммы не росли на питательной среде при температуре 5 °С, пять штаммов продемонстрировали способность к росту при 35 °С. Агрессивность штаммов разных видов к клубням картофеля двух

сортов значительно варьировала. Наиболее агрессивные оказались штаммы вида *F. noneumartii*. Сорт Импала, по сравнению с сортом Гала, оказался более устойчивым к инфицированию грибами *F. stercicola* и *F. vanettenii*, однако более восприимчивым к *F. mori*. Препарат, содержащий беномил, наиболее эффективно ингибировал рост всех штаммов, по сравнению с другими препаратами. Все штаммы *F. noneumartii* проявили резистентность к препарату, содержащему азоксистробин, но оказались чувствительными к препарату, содержащему флудиоксонил. Тогда как все анализированные штаммы *F. mori*, *F. stercicola* и *F. vanettenii* проявили перекрёстную резистентность к двум монопрепаратам, содержащим азоксистробин и флудиоксонил.

Заключение. При создании современных систем защиты картофеля от возбудителей фузариозной сухой гнили, необходимо применение патоген-ориентированных подходов, включающих не только культивирование устойчивых сортов, оценку видового состава грибов в конкретном регионе, но их чувствительности к применяемым фунгицидам.

Ключевые слова: *Solanum tuberosum*; *Fusarium*; сухая гниль клубней картофеля; температура; агрессивность; фунгициды; резистентность, сорт

Для цитирования. Орина А.С., Трубин И.И., Гаврилова О.П., Гагкаева Т.Ю. Грибы комплекса видов *Fusarium solani* в микобиоте клубней картофеля: видовое разнообразие, патогенность и чувствительность к фунгицидам // Siberian Journal of Life Sciences and Agriculture. 2024. Т. 16, №6. С. 286-312. DOI: 10.12731/2658-6649-2024-16-6-1004

Original article

DIVERSITY OF FUNGI WITHIN *Fusarium solani* SPECIES COMPLEX OCCURRING ON POTATOES, THEIR PATHOGENICITY AND SENSITIVITY TO FUNGICIDES

A.S. Orina, O.P. GavriloVA, I.I. Trubin, T.Yu. Gagkaeva

Abstract

Background. *Fusarium* dry rot leads to yield loss of potato during storage and also reduces the quality of seed tubers. The diversity of *Fusarium* species caused the disease, as well as their aggressiveness and sensitivity to fungicides used for plant protection, varies significantly.

Purpose is the molecular genetic identification of *Fusarium* fungi from *F. solani* species complex (FSSC) isolated from potato tubers with dry rot symptoms, and the characterization of their physiological and biochemical features.

Materials and methods. The nine FSSC strains isolated from potato tubers of different geographical origin strains were included in the study. The species identification was carried out using phylogenetic analysis of *tef* and *rpb2* loci. The growth rate of *Fusarium* fungi was analyzed in the temperature range of 5–35 °C. The pathogenicity of strains was assessed as a result of inoculation of potato tubers cvs. Gala and Impala. The sensitivity of the strains to active substances was determined by cultivation them on a nutrient medium with the addition of fungicides in various concentrations.

Results. The strains were identified as *F. mori* (1 strain), *F. noneumartii* (4), *F. stercicola* (2) and *F. vanettenii* (2) species. The optimal temperature for the growth of *F. noneumartii*, *F. stercicola* and *F. vanettenii* strains was the range of 25–30 °C, and for the *F. mori* strain – 30 °C. All analyzed strains did not grow on a PSA at temperature of 5 °C, five strains demonstrated the ability to grow at 35 °C. The aggressiveness of strains to potato tubers of two cultivars varied significantly. The *F. noneumartii* strains can be characterized as consistently highly aggressive. The cv. Impala compared to cv. Gala turned out to be more resistant to infection with *F. stercicola* and *F. vanettenii* fungi and more susceptible to *F. mori*. The fungicide containing benomyl inhibited the growth of all strains most effectively, compared to other fungicides. The *F. noneumartii* strains have demonstrated the high resistance to azoxystrobin, but they were sensitive to fludioxonil. In all analyzed strains of *F. mori*, *F. stercicola* and *F. vanettenii* was detected the cross-resistance to azoxystrobin and fludioxonil.

Conclusion. The modern pathogen-oriented system of potato protection from *Fusarium* dry rot includes analysis of *Fusarium* species composition in a particular region, as well as the sensitivity of fungi to widely applied fungicides should be used.

Keywords: *Solanum tuberosum*; *Fusarium*; dry rot of potato tubers; temperature; aggressiveness; fungicides; resistance, cultivar

For citation. Orina A.S., Trubin I.I., Gavrilova O.P., Gagkaeva T.Yu. Diversity of Fungi within *Fusarium solani* Species Complex Occurring on Potatoes, their Pathogenicity and Sensitivity to Fungicides. *Siberian Journal of Life Sciences and Agriculture*, 2024, vol. 16, no. 6, pp. 286-312. DOI: 10.12731/2658-6649-2024-16-6-1004

Введение

Клубни картофеля содержат 70-75 % воды, что делает их благоприятным субстратом для роста грибов. Фузариозная сухая гниль картофеля (ФСГК),

вызываемая грибами рода *Fusarium*, является широко распространенным вредоносным заболеванием, вызывающим потери урожая в период хранения, в также снижающим семенное качество клубней [1; 7; 20; 48]. Заболевание проявляется в виде бурых пятен, иногда с темной каймой, сопровождающихся образованием концентрических колец и сморщиванием перидермы.

Согласно современным представлениям среди возбудителей сухой гнили могут встречаться до 13 видов *Fusarium*, состав которых существенно зависит от условий выращивания картофеля [2; 10; 11]. Среди них часто преобладает вид *F. sambucinum* [3; 12; 20; 21]. Также с высокой частотой в микобиоте клубней встречаются представители комплексов видов *F. solani* [20; 43; 45] и *F. oxysporum* [2; 16; 23]. Агрессивность разных видов *Fusarium* в отношении клубней картофеля существенно варьирует [23; 25].

Среди грибов *Fusarium* комплекс видов *F. solani* является одним из самых больших и в настоящее время насчитывает более 110 филогенетических видов [35]. Ввиду сходства микро- и макроморфологических характеристик этих грибов, корректная идентификация видов требует привлечения филогенетического анализа нескольких локусов генома. В связи с появившимися возможностями установления корректного видового статуса патогенов возникла необходимость уточнения их распространения и выявления свойств. До настоящего времени такие исследования на территории РФ не проводились, сведения о распространении, как правило, относятся к морфологически идентифицированным штаммам, а их свойства во много остаются неизученными. Новые знания о видовом разнообразии возбудителей сухой гнили из комплекса *F. solani* и влиянии условий окружающей среды на их характеристики необходимы для выявления возможностей профилактики заболевания и разработки методов борьбы с ним.

Цель исследования

Целью исследования являлась молекулярно-генетическая идентификация и характеристика физиолого-биохимических свойств грибов комплекса видов *F. solani*, выделенных из клубней картофеля с симптомами фузариозной сухой гнили.

Материалы и методы исследования

Материал исследования. В качестве объектов исследования были выбраны 9 штаммов грибов, выделенных из клубней картофеля, и предварительно морфологически идентифицированных как представителей комплекса видов *F. solani* (Таблица 1).

Таблица 1.

Штаммы грибов *Fusarium*, включенные в исследование

Вид	Номер штамма в коллекции	Субъект РФ	Номер нуклеотидной последовательности в GenBank	
			<i>tef</i>	<i>rpb2</i>
<i>F. mori</i>	MFG 70147	Самарская обл.	OR020716	OR727777
<i>F. noneumartii</i>	MFG 70154	Башкортостан	OR020719	OR727778
<i>F. noneumartii</i>	MFG 70155	Башкортостан	OR020720	OR727779
<i>F. noneumartii</i>	MFG 70176	Московская обл.	OR020731	OR727781
<i>F. noneumartii</i>	MFG 70177	Московская обл.	OR020732	OR727782
<i>F. stercicola</i>	MFG 70108	Псковская обл.	OR020705	OR727775
<i>F. stercicola</i>	MFG 70141	Ставропольский край	OR020715	OR727776
<i>F. vanettenii</i>	MFG 70164	Чувашия	OR020726	OR727780
<i>F. vanettenii</i>	MFG 80216	Псковская обл.	OR020740	OR727783

Молекулярно-генетические методы. Выделение ДНК из 10-50 мг мицелия, собранного с поверхности колонии гриба, проводили по адаптированной методике с помощью 2% раствора цетилтриметиламмоний бромидом и хлороформа. Для установления филогенетических отношений между штаммами *Fusarium* spp. амплифицировали фрагмент гена фактора элонгации трансляции EF-1a (*tef*) и фрагмент гена, кодирующего большую субъединицу РНК полимеразы II типа (*rpb2*) с использованием праймеров и протоколов авторов [32; 34; 36].

Нуклеотидную последовательность фрагментов определяли на секвенаторе ABI Prism 3500 (Applied Biosystems, Hitachi, Япония) с использованием набора реактивов BigDye Terminator v3.1 Cycle Sequencing Kit (Applied Biosystems, США). Процедуры ручного редактирования хроматограмм и получение консенсусных нуклеотидных последовательностей проводили с помощью программ Vector NTI Advance 10 (Thermo Fisher Scientific). Полученные последовательности были депонированы в базу данных NCBI GenBank (Таблица 1).

В филогенетический анализ были включены последовательности репрезентативных штаммов *Fusarium* spp. из коллекций Службы сельскохозяйственных исследований (NRRL, США), Института грибного биоразнообразия Вестердейк (CBS, Нидерланды) и других коллекций. Филогенетические отношения между таксонами оценивали методами максимального правдоподобия (maximum likelihood; ML) с помощью программы IQ-TREE 2 v.2.1.3 и максимальной экономии (maximum parsimony; MP) с

использованием программы MEGA X 10.1. Достоверность топологии филогенетических деревьев определяли посредством бутстрэп-анализа (1000 повторностей). Также рассчитывали байесовскую вероятность (Bayesian probability; BP) с помощью MrBayes v. 3.2.1 на платформе Armadillo 1.1 [33].

Анализ влияния температуры на рост грибов. Штаммы грибов предварительно выращивали на картофельно-сахарозном агаре (КСА) 7 суток в темноте при 25 °С. Затем стерильным пробочным сверлом вырезали диски диаметром 4 мм из края колонии и помещали их мицелием вниз на поверхность свежей КСА в центр пластиковой чашки Петри диаметром 85 мм. Культивировали штаммы в термостатируемых шкафах Innova 44R (Eppendorf, Германия) в диапазоне температур 5–35 °С с шагом 5 °С в течение недели без освещения. Эксперимент проводили в двухкратной повторности. На 7 сутки измеряли диаметр колоний грибов в двух взаимно перпендикулярных направлениях, вычитая размер инокуляционного диска. Скорость роста грибов определяли, как отношение расчетного диаметра колонии к числу суток культивирования (мм/сут).

Анализ патогенности штаммов Fusarium к клубням картофеля. Патогенность штаммов *Fusarium* оценивали при 23 °С в отношении клубней картофеля столовых сортов Гала и Импала, которые характеризуются сходным содержанием крахмала в клубнях (10,2–13,2 и 10,5–14,6 %) и относятся к среднеранней и ранней группе спелости, соответственно [4].

Клубни поверхностно стерилизовали 5 % гипохлоритом натрия в течение 2–3 мин, промывали водой и высушивали при комнатной температуре. Затем микробиологическим сверлом в области столона вырезали отверстие глубиной 20 мм и шириной 5 мм, сохраняя цилиндр вырезанной ткани. Из культур грибов, предварительно выращенных на КСА в течение 7 суток, микробиологическим сверлом вырезали диски диаметром 4 мм и помещали их внутрь вырезанного отверстия в клубне, которое закрывали сохранённым цилиндром. Одним штаммом инокулировали не менее 5 клубней, затем помещали их в пластиковые кюветы, неплотно закрывали крышкой и инкубировали при 23 °С в течение 4 недель. В контрольном варианте в отверстие помещали диск чистой среды КСА. Через две недели инкубации у клубней удаляли появившиеся проростки. Через 4 недели клубни разрезали пополам вдоль оси инокуляции и измеряли перпендикулярные размеры симптома поражения клубня (мм), рассчитывая среднее значение. Относительные размеры повреждений, вызванных грибами, для каждого варианта оценивали, исключая средние размеры инокуляционного канала в контроле.

Анализ чувствительности штаммов Fusarium к фунгицидам. Определяли влияние на рост штаммов трёх монофунгицидов, содержащих действующие вещества (д.в.) из химических классов бензимидазола, стробилурины и фенилпирролы, а также двухкомпонентный фунгицид, содержащий амиды и триазолы (Таблица 2).

Таблица 2.

Фунгициды препараты, включенные в исследование

Препарат	Действующее вещество	Норма расхода кг, л*	Применение
Бенорад, СП	беномил, 500 г/кг	0.5–1	Предпосадочная обработка клубней. Расход рабочей жидкости – 2 л/т.
Максим, КС	флудиоксонил, 25 г/л	0.4	Опрыскивание клубней перед закладкой на хранение. Расход рабочей жидкости – до 10 л/т
Квадрис, СК	азоксистробин, 250 г/л	3	Опрыскивание почвы во время посадки клубней. Расход рабочей жидкости – 80-200 л/га.
Эместо Сильвер, КС	пенфлуфен, 100 г/л + протиоконазол, 18 г/л	0.4	Обработка клубней до или во время посадки. Расход рабочей жидкости – 10-20 л/т

* «Государственный каталог пестицидов и агрохимикатов», разрешенных к применению на территории Российской Федерации, 2023

Препараты разводили в стерильной воде таким образом, чтобы получить концентрацию рабочего раствора для обработки клубней или почвы, содержащего максимальную норму расхода, рекомендованную для использования (Таблица 2). В дальнейшем рабочие растворы последовательно десятикратно разводили стерильной водой и вносили в охлажденный до 50 °С КСА. Конечные концентрации препаратов в среде составляли 1; 0,1; 0,01 и 0,01 % от концентрации рабочего раствора. После тщательного перемешивания КСА разливали по 20 мл в чашки Петри диаметром 85 мм.

Из культур грибов, предварительно выращенных на КСА в течение 7 сут., вырезали диски диаметром 4 мм, которые мицелием вниз помещали на поверхность питательной среды в центр каждой чашки Петри. В контрольном варианте диск помещали на поверхность чистой КСА. Через 7 сут. инкубации в темноте при 25 °С определяли средний диаметр колонии гриба, вычитая размер инокуляционного диска. Эксперимент проводили в двух повторностях. Действие фунгицида на линейный рост штамма оцени-

вали по снижению диаметра колонии в каждом варианте по сравнению с контролем, выраженному в процентах. Дополнительно с использованием программы Quest Graph™ EC50 Calculator рассчитывали полумаксимальную эффективную концентрацию фунгицида, приводящую к 50 % подавлению роста каждого штамма гриба (EC_{50}).

Статистический анализ. Расчёт средних значений показателей, их доверительных интервалов при уровне значимости 95 %, корреляционный анализ проводили с использованием статистических методов в программах Microsoft Excel 2010 и Statistica 10.0.

Результаты исследования и их обсуждение

Идентификация штаммов с помощью молекулярно-генетических методов. Мультилокусный анализ нуклеотидных последовательностей 9 исследуемых штаммов, а также 64 рефересных штаммов *Fusarium* spp. из комплекса видов FSSC, включал 1489 пар нуклеотидов (п.н.) (*tef* – 669 п.н., *rpb2* – 820 п.н.), среди которых 1012 п.н. были консервативными, 467 п.н. – переменными, в т.ч. 354 п.н. (23.8 %) – информативными. Штамм *Geejayessia atrofusca* CBS 125482 был использован в качестве внешней группы. Филогенетическое отношения между штаммами представлены на Рисунке 1.

С высокой бутстрэп-поддержкой ML/MP/BP 100/100/1.0 четыре исследуемых штамма MFG 70154, MFG 70155, MFG 70176 и MFG 70177 формировали кладу с двумя референсными штаммами *F. noneumartii*. Два штамма MFG 70108 и MFG 70141 класеризовались совместно с референсными штаммами *F. stercicola* (ML/MP/BP 100/100/1.0), два штамма MFG 70164 и MFG 80216 формировали кладу с референсными штаммами *F. vanettenii* (ML/MP/BP 98/95/0.95), еще один штамм MFG 70147 формировал кладу с типовым штаммом *F. mori* (ML/MP/BP 100/98/1.0). Таким образом, установлена принадлежность анализируемых штаммов к четырём видам комплекса FSSC.

В РФ при анализе видового состава микобиоты клубней картофеля с симптомами фузариозной сухой гнили идентификацию грибов, как правило, проводят только по морфологическим признакам. Поэтому, ученые-исследователи, селекционеры и менеджеры компаний, производящих пестициды, работают со штаммами, идентифицированными как *F. solani*. Начиная с 2021 г. появилась единичная информация об обнаружении филогенетических видов комплекса FSSC, например, *F. vanettenii* [2; 5]. В данном исследовании мы идентифицировали четыре вида FSSC, ассоциированных с сухой гнилью клубней картофеля, – *F. mori*, *F. noneumartii*, *F. stercicola* и *F. vanettenii*, которые кроме картофеля выявляли на растениях разных семейств в Азии [9; 19; 31; 41; 50], Африке [27] и Северной Америке [41].

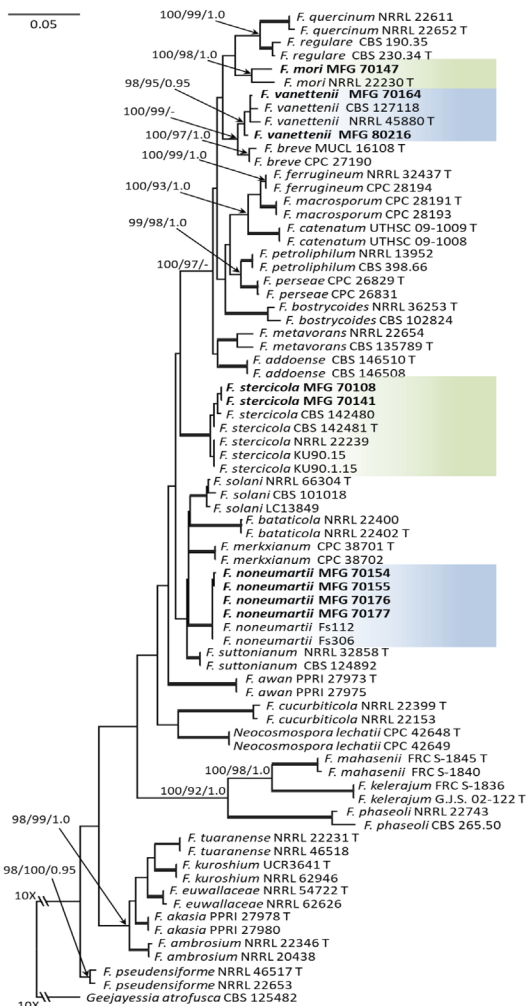


Рис. 1. Дендрограмма филогенетического сходства *Fusarium* spp., построенная на основе комбинированных нуклеотидных последовательностей фрагментов генов *tef1* и *rpb2* методом максимального правдоподобия (ML). В узлах приведены значения бутстреп-поддержки (> 70 %) при анализе методами ML и максимальной экономии (MP), а также значения Байесовская апостериорной вероятности BP (> 0.95). Утолщенные линии обозначают поддержку ML/MP 100 и BP 1.0. Полуужирным шрифтом отмечены штаммы из коллекции MFG, включенные в исследование.

Виды *F. stercicola* и *F. vanettenii* находили в почве и растительных остатках в Европе [14; 15; 42]. Очевидно, идентифицированные виды FSSC являются широко распространенными, неспециализированными патогенами, которые могут сохраняться на различных растениях.

Влияние температуры на рост штаммов. Температура 5 °C оказалась критически низкой, при которой все анализируемые штаммы были не способны к росту. В диапазоне температур 10–35 °C выявлены различия в скорости роста для представителей отдельных видов. При 10 °C, диаметр колоний у большинства штаммов не превышал в среднем 5 мм, за исключением штамма *F. noneumartii* MFG 70155, диаметр колонии которого составил 19 мм. При температуре 15–30 °C штаммы *F. vanettenii* характеризовались достоверно более медленной скоростью роста по сравнению со штаммами других видов (Рисунок 2). Оптимальным для роста штаммов *F. noneumartii*, *F. stercicola* и *F. vanettenii* оказался диапазон температур 25–30 °C, без достоверных различий. Тогда как для роста штамма *F. mori* наиболее благоприятной температурой являлась 30 °C, при которой диаметр его колонии составил 53,5±1,5 мм, что в 1,2 раза больше, чем при 25 °C. При повышении температуры до 35 °C отмечено достоверное снижение роста всех анализируемых штаммов, вплоть до его полного прекращения у штаммов *F. noneumartii* MFG 70155, *F. vanettenii* MFG 80216 и обоих штаммов *F. stercicola*. Относительно толерантным к максимальной в эксперименте температуре являлся штамм *F. vanettenii* MFG 70164 из Чувашии — его скорость роста при 35 °C составила 5,5 мм/сутки, что в 1,7–8,3 раз выше, чем у штаммов других видов *Fusarium*, способных расти при такой температуре.

Как правило, рекомендуемая температура хранения семенного картофеля 2–4 °C [6], которая приводит к замедлению инфекционного процесса, вызываемого грибами *Fusarium*. Нарушение температурного режима может привести к значительным потерям картофеля. Отсутствие роста штаммов *F. solani* на питательной среде и их неспособность индуцировать некрозы при инокуляции клубней картофеля при 5 °C были установлены в работе Daami-Remadi с соавт. [18]. В нашем исследовании, температура культивирования 5 °C также являлась фактором, приводящим к неспособности анализируемых штаммов колонизировать питательный субстрат, но при повышении её значения до 10 °C наблюдался рост всех анализируемых штаммов, особенно интенсивный у одного штамма *F. noneumartii*. Поэтому, следует учитывать, что латентная инфекция при нарушении режимов хранения клубней, предназначенных на семенные цели, может представлять серьёзную угрозу будущим посадкам.

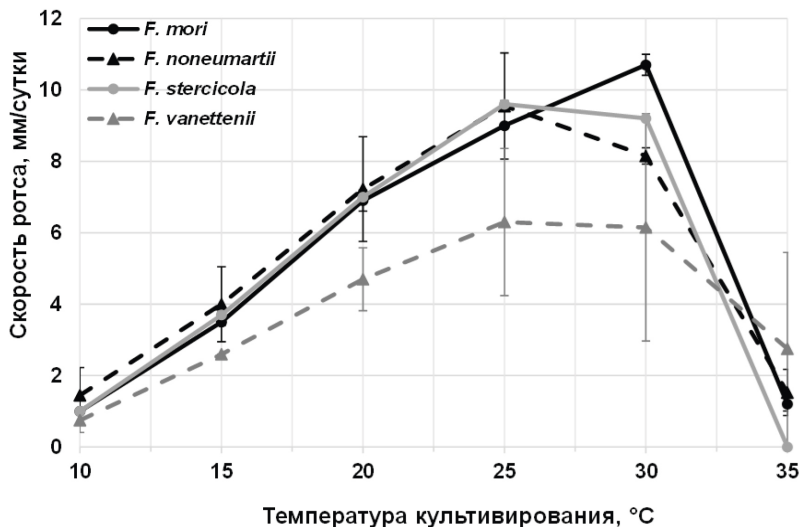


Рис. 2. Зависимость скорости роста штаммов грибов *Fusarium* от температуры культивирования (КСА, в темноте)

Патогенность штаммов к клубням картофеля. В контроле симптомов развития гнили клубней не выявлено, а размер механического повреждения составил в среднем $13,6 \pm 0,1$ для клубней сортов Гала и Импала.

Инокуляция клубней штаммами *F. noneumartii* и *F. mori* привела к образованию не только некротической полости, как при инокуляции другими видами, но также к обширной мацерации окружающей ткани, достигающей перидермы клубня (Рисунок 3). Размягчение и увлажнение тканей, по всей видимости, возникающее под действием вторичных метаболитов данных грибов, мало похоже на классический симптом фузариозной сухой гнили, что следует учитывать при визуальной диагностике заболеваний клубней.

Корреляционный анализ выявил достоверную связь ($r=0,62$, при $p=0,076$) между агрессивностью анализируемых штаммов к клубням разных сортов картофеля. Штаммы *F. noneumartii* были высокоагрессивными к клубням сортов Гала и Импала — размеры повреждений варьировали в диапазоне 29,3–33,9 мм и 22,5–30,2 мм, соответственно (Рисунок 4). В то же время, размеры повреждений клубней с. Импала, вызванных штаммами *F. stercicola* и *F. vanettenii* были в среднем в 6,0 и 8,4 раз меньше, чем клубней с. Гала. Внутривидовая вариабельность агрессивности грибов

отмечена только для штаммов *F. vanettenii* в отношении клубней одного сорта – Гала. При инокуляции клубней разных сортов штаммом *F. mori* достоверно большее повреждение тканей выявлено у с. Импала, чем с. Гала.

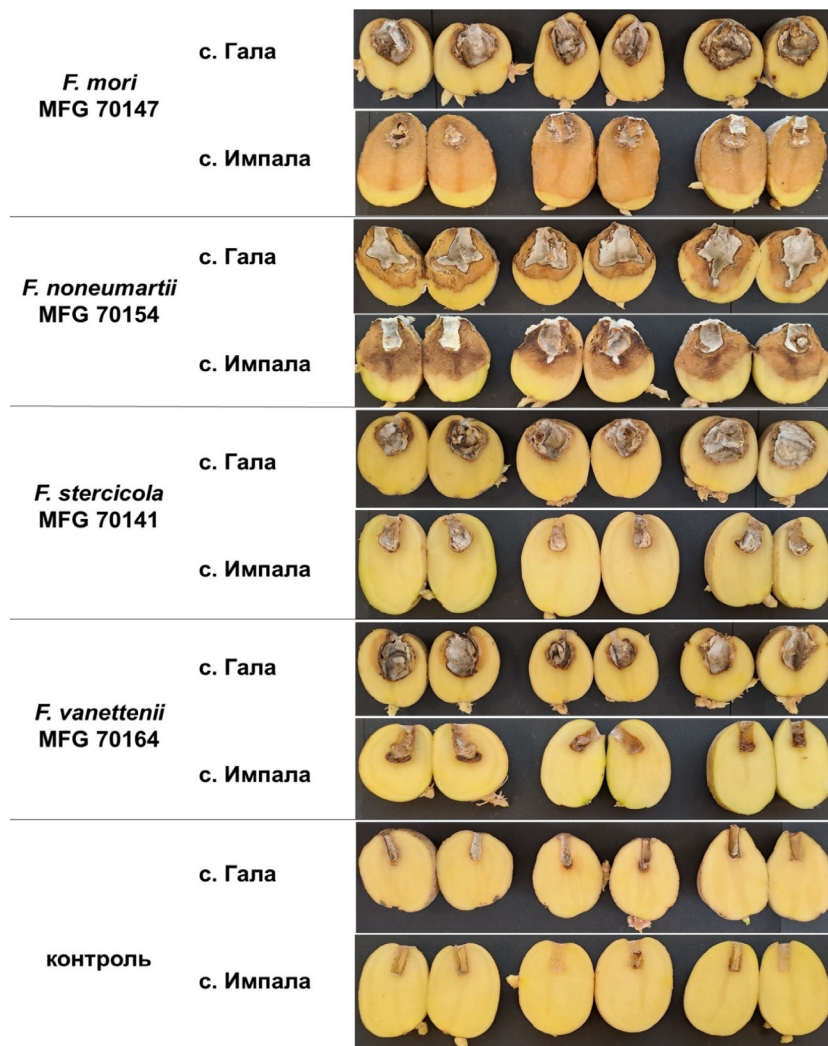


Рис. 3. Симптомы поражения клубней сортов Гала и Импала при инокуляции штаммами грибов комплекса видов *Fusarium solani* (23 °С, 4 недели, в темноте).

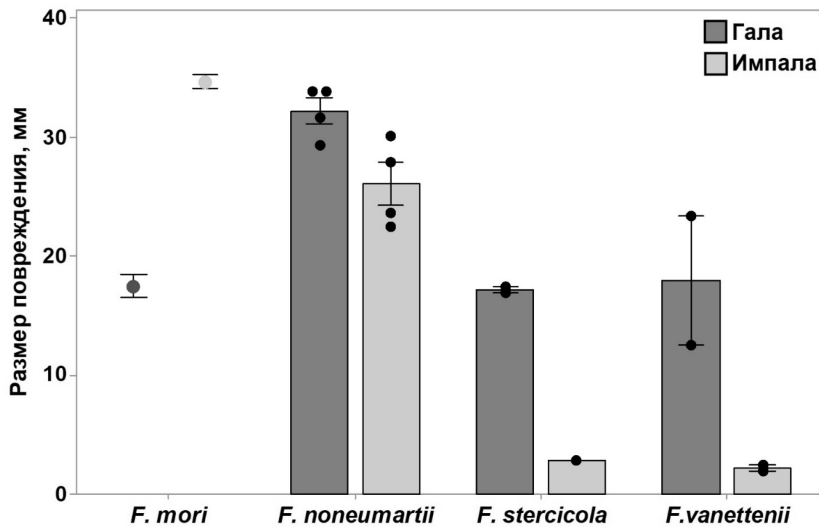


Рис. 4. Относительные размеры повреждения клубней картофеля сортов Гала и Импала при инокуляции грибами *Fusarium* (23 °С, 4 недели, темнота). Точками указаны значения для индивидуальных штаммов, столбик обозначает среднее для выборки штаммов, отрезками указаны стандартные отклонения.

Многие исследователи отмечали, что среди грибов комплекса видов *F. solani* могут встречаться как высокоагрессивные к клубням штаммы, так и непатогенные [13; 26; 30]. В нашем исследовании проведён анализ патогенности, который выявил, что штаммы *F. noneumartii* являлись наиболее агрессивными и вызывали обширные некрозы и размягчение тканей клубней, независимо от сорта картофеля. В то время как, агрессивность штаммов других видов значительно различалась по отношению к клубням двух анализируемых сортов.

Различия сортов картофеля по устойчивости к инфицированию грибами *Fusarium* – возбудителями фузариозной сухой гнили, – неоднократно показаны [10; 11; 16; 23; 29; 37; 43; 49]. Несмотря на то, что в нашем исследовании были выбраны сорта картофеля, сходные по содержанию крахмала и другим характеристикам, у сорта Импала отмечена меньшая восприимчивость к инфицированию грибами *F. stercicola* и *F. vanettenii* и большая к *F. mori*.

Информация об агрессивности этих грибов, а также о восприимчивости сортов картофеля к фузариозу важна для характеристики взаимоотношений растения и патогена. Полученные нами результаты открывают перспективы скрининга устойчивости картофеля к определенным видам

Fusarium, а также демонстрируют необходимость выявления и внедрения эффективных генов устойчивости в новых сортах.

Чувствительность штаммов к фунгицидам. В контроле диаметр колоний штаммов *F. mori* составил $54,0 \pm 0,1$ мм, *F. stercicola* — $59,0 \pm 0,1$ и $61,0 \pm 2,0$ мм, *F. vanettenii* — $56,0 \pm 0,1$ и $55,5 \pm 0,5$ мм, а у штаммов *F. noneumartii* варьировал в диапазоне $46,5 \pm 0,5$ – $50,0 \pm 1,0$ мм. Добавление в питательную среду фунгицидов с различной эффективностью ограничивало рост штаммов грибов (Таблица 3).

Таблица 3.

Влияние препаратов на рост грибов *Fusarium* при культивировании на КСА, содержащей фунгициды в различных концентрациях

Вид <i>Fusarium</i> (число штаммов)	Действующее вещество	Процент подавления роста штаммов, % от контроля			
		1*	0,1*	0,01*	0,001*
<i>F. mori</i> (1)	беномил, 500 г/кг	100 %	85 %	80 %	80 %
	азоксистробин, 250 г/л	24 %	24 %	24 %	11 %
	флудиоксонил, 25 г/л	0 %	2 %	24 %	9 %
	пенфлуфен, 100 г/л + протиоконазол, 18 г/л	76 %	20 %	4 %	2 %
<i>F. noneumartii</i> (4)	беномил, 500 г/кг	98–100 %	82–87 %	79–84 %	71–77 %
	азоксистробин, 250 г/л	30–38 %	28–34 %	21–26 %	2–14 %
	флудиоксонил, 25 г/л	73–87 %	74–85 %	35–68 %	1–8 %
	пенфлуфен, 100 г/л + протиоконазол, 18 г/л	69–74 %	13–20 %	–4–5 %	–6–3 %
<i>F. stercicola</i> (2)	беномил, 500 г/кг	100%; 100%	93%; 100%	86%; 90%	76%; 82%
	азоксистробин, 250 г/л	39%; 41%	34%; 41%	27%; 31%	10%; 11%
	флудиоксонил, 25 г/л	27%; 10%	34%; 8%	81%; 2%	12%; 0%
	пенфлуфен, 100 г/л + протиоконазол, 18 г/л	78%; 75%	51%; 30%	5%; 5%	0%; 3%
<i>F. vanettenii</i> (2)	беномил, 500 г/кг	93%; 98%	82%; 93%	82%; 80%	80%; 75%
	азоксистробин, 250 г/л	27%; 27%	25%; 23%	20%; 18%	13%; 11%
	флудиоксонил, 25 г/л	18%; 13%	21%; 11%	54%; 45%	4%; 9%
	пенфлуфен, 100 г/л + протиоконазол, 18 г/л	80%; 77%	30%; 23%	7%; 2%	4%; 4%

* приведены концентрации препарата в среде, % от рабочего раствора

Присутствие беномила в питательной среде приводило к наиболее эффективному ингибированию роста всех видов грибов, по сравнению с дру-

гими препаратами: EC_{50} препарата для штаммов *F. mori* составила 0,00045 %, *F. noneumartii* – 0,0002–0,0008 %, *F. stercicola* – 0,0005 %, а *F. vanettenii* – 0,0004 и 0,0007 %.

Высокая эффективность беномила, который относится к классу бензимидазолов, против большинства видов грибов *Fusarium*, вызывающих сухую гниль продемонстрирована многими исследователями [12; 16; 23; 40], причем в отдельных случаях подавление роста *F. solani* при добавлении беномила в питательную среду составляло 100% [17]. Устойчивость грибов к д.в. из класса бензимидазолов ранее была выявлена у штаммов *F. sambucinum*, вызывающих сухую гниль клубней [23; 39]. Однако в нашем исследовании все анализируемые штаммы FSSC оказались чувствительными к беномилу.

В данном исследовании штаммы *F. noneumartii* продемонстрировали резистентность к препарату, содержащему азоксистробин ($EC_{50} > 1$ %), но оказались достаточно чувствительными к препарату, содержащему флудиоксонил (EC_{50} варьировала от 0,005 до 0,01 %). В то же время, в отношении этих двух монопрепаратов у всех анализируемых штаммов *F. mori*, *F. stercicola* и *F. vanettenii* выявлена перекрёстная резистентность — EC_{50} препаратов превышала 1 %.

Меньшая эффективность азоксистробина в ограничении роста штаммов *F. solani* в сравнении с д.в. других классов ранее уже была выявлена [28; 46], как и снижение чувствительности штаммов *Fusarium* spp., вызывающих гниль клубней картофеля к флудиоксонилу [24; 38].

Добавление в среду двухкомпонентного препарата, содержащего пенфлуфен и протиокназол, оказывало сходный ингибирующий эффект на рост всех анализируемых штаммов: EC_{50} препарата для штаммов *F. mori* составила 0,47 %, *F. noneumartii* — 0,19–0,41 %, *F. stercicola* — 0,22 и 0,26 %, а *F. vanettenii* — 0,27 и 0,15 %. Однако, при добавлении в КСА этого препарата в концентрациях 0,01 и 0,001 % отмечен гормезис – низкие дозы препарата оказывали стимулирующее действие на рост штаммов *F. noneumartii*, по сравнению с контролем. Усиление роста фитопатогенных грибов под действием низких доз фунгицидов отмечалось ранее [8; 22; 44]. Например, для штаммов *F. virguliforme*, входящего в комплекс FSSC, выявлен гормезис при добавлении в питательную 1 мг/л флуапирама, по сравнению с контролем без фунгицида [47].

Заключение

Среди штаммов различного географического происхождения, по морфологическим признакам отнесенных к грибам комплекса видов *F. solani*,

с помощью филогенетического анализа идентифицированы *F. mori*, *F. noneumartii*, *F. stercicola* и *F. vanettenii*. Агрессивность грибов зависит от температуры хранения клубней и устойчивости сортов. В данном исследовании наиболее агрессивными в отношении двух сортов картофеля оказались штаммы *F. noneumartii*. Температура выше 10 °С стимулирует рост *Fusarium*, в то время как температура ниже 5 °С останавливает и рост грибов, и инфекционный процесс. Устойчивость сорта картофеля к разным видам *Fusarium* варьирует, и этот факт следует учитывать в селекционном процессе и при районировании сортов. Установлены различия грибов *Fusarium* по чувствительности к четырем фунгицидам. Выявлена меньшая эффективность азоксистробина в ограничении роста всех штаммов комплекса видов *F. solani* в сравнении с д.в. других классов. Определение точного видового состава возбудителей заболевания в регионах возделывания картофеля является необходимой основой для лучшего понимания взаимодействия растения и патогена, а также выбора эффективных стратегий защиты растений.

Информация о конфликте интересов. Авторы заявляют об отсутствии конфликта интересов.

Информация о спонсорстве. Исследование выполнено при поддержке РНФ (№ проекта 23-26-00105).

Список литературы

1. Анисимов Б.В., Зебрин С.Н., Зейрук В.Н. Сухие и мокрые гнили клубней и их контроль в семеноводстве картофеля // Защита и карантин растений. 2017. № 5. С. 30–35.
2. Белосохов А.Ф., Ярмеева М.М., Долгов А.М. и др. Грибы рода *Fusarium* на клубнях картофеля // Современная микология в России. 2022. Т. 9. С. 250–252.
3. Гагкаева Т.Ю., Орина А.С., Трубин И.И., и др. *Fusarium sambucinum* – возбудитель сухой гнили клубней картофеля // Вестник защиты растений. 2023. Т. 106. С. 137–145. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2023-106-3-16041>
4. Государственный реестр селекционных достижений, допущенных к использованию. Т.1. «Сорта растений» (официальное издание). – М.: ФГБНУ «Росинформагротех», 2023. 631 с. <https://gossortrf.ru/registry/gosudarstvennyy-reestr-selektionnykh-dostizheniy-dopushchennykh-k-ispolzovaniyu-tom-1-sorta-rasteni/> (дата обращения: 12.03.2024)

5. Прудникова С.В., Чураков А.А., Овсянкина С.В., Хижняк С.В. Выделение и идентификация автохтонных возбудителей болезней картофеля, распространенных в регионах Сибири // Биотехнология новых материалов – окружающая среда – качество жизни: Материалы IV Международной научной конференции, Красноярск, 10–13 октября 2021 года. Красноярск: Сибирский федеральный университет, 2021. С. 174–177.
6. Зейрук В.Н., Белов Г.Л., Васильева С.В. и др. Как избежать потерь при хранении картофеля // Защита и карантин растений. 2024. № 1. С. 14–17.
7. Хадиева Г.Ф., Лутфуллин М.Т., Акосах Й.А. и др. Анализ микромицетов рода *Fusarium*, изолированных из инфицированных клубней картофеля, выращенных в Республике Татарстан // Достижения науки и техники АПК. 2018. Т. 32. № 3. С. 34–39.
8. Agathokleous E., Calabrese E.J. Fungicide-induced hormesis in phytopathogenic fungi: A critical determinant of successful agriculture and environmental sustainability // Journal of Agricultural and Food Chemistry, 2021, vol. 69, pp. 4561–4563. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.1c01824>
9. Akhmetova G.K., Knapp D.G., Özer G. et al. Multilocus molecular phylogenetic-led discovery and formal recognition of four novel root-colonizing *Fusarium* species from northern Kazakhstan and the phylogenetically divergent *Fusarium steppicola* lineage // Mycologia, 2023, vol. 115, pp. 16–31. <https://doi.org/10.1080/00275514.2022.2119761>
10. Aydin M. H., İnal B. Comparative susceptibility of some commercial potato cultivars to *Fusarium sambucinum* and *F. solani* isolates // Applied Ecology and Environmental Research, 2018, vol. 16, no 4, pp. 4879–4892. https://doi.org/10.15666/aeer/1604_48794892
11. Azil N., Stefańczyk E., Sobkowiak S. et al. Identification and pathogenicity of *Fusarium* spp. associated with tuber dry rot and wilt of potato in Algeria // European Journal of Plant Pathology, 2021, vol. 159, pp. 495–509. <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02177-5>
12. Bojanowski A., Avis T.J., Pelletier S., Tweddell R.J. Management of potato dry rot // Postharvest Biology and Technology, 2013, vol. 84, pp. 99–109. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2013.04.008>
13. Chehri K, Ghasempour HR, Karimi N. Molecular phylogenetic and pathogenetic characterization of *Fusarium solani* species complex (FSSC), the cause of dry rot on potato in Iran // Microbial Pathogenesis, 2014, vol. 67–68, pp. 14–19. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2014.01.002>
14. Crous P.W., Lombard L., Sandoval-Denis M. et al. *Fusarium*: more than a node or a foot-shaped basal cell // Study in Mycology, 2021, vol. 98, art. 100116. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2021.100116>

15. Crous P.W, Hernández-Restrepo M., van Iperen A.L. et al. Citizen science project reveals novel fusarioid fungi (Nectriaceae, Sordariomycetes) from urban soils // *Fungal Systematics and Evolution*, 2021, vol. 8, pp. 101–127. <https://doi.org/10.3114/fuse.2021.08.09>
16. Daami-Remadi M. Potato *Fusarium* dry rot in Tunisia: current status and future prospects // *Pest Technology*, 2012, vol. 6, pp. 15–22.
17. Daami-Remadi M., F. Ayed H., Ayed F. et al. *In vitro*, *in vivo* and *in situ* evaluation of fungicides tested individually or in combination for the control of the fusarium dry rot of potato // *International Journal of Agricultural Research*, 2006, vol. 1, pp. 564–572. <https://doi.org/10.3923/ijar.2006.564.572>
18. Daami-Remadi M., Jabnoun-Khiareddine H., Ayed F., El Mahjoub M. Effect of temperature on aggressivity of Tunisian *Fusarium* species causing potato (*Solanum tuberosum* L.) tuber dry rot // *Journal of Agronomy*, 2006, vol. 5, pp. 350–355. <https://doi.org/10.3923/ja.2006.350.355>
19. Debbarma R., Kamil D., Maya Bashyal B. et al. First report of root rot disease on *Solanum lycopersicum* L. caused by *Fusarium vanettenii* in India // *Journal of Phytopathology*, 2021, vol. 169, pp. 752–756. <https://doi.org/10.1111/jph.13047>
20. Du M., Ren X., Sun Q. et al. Characterization of *Fusarium* spp. causing potato dry rot in China and susceptibility evaluation of chinese potato germplasm to the pathogen // *Potato Research*, 2012, vol. 55, pp. 175–184. <https://doi.org/10.1007/s11540-012-9217-6>
21. Estrada R., Gudmestad N.C., Rivera V.V., Secor G.A. *Fusarium graminearum* as a dry rot pathogen of potato in the USA: prevalence, comparison of host isolate aggressiveness and factors affecting aetiology // *Plant Pathology*, 2010, vol. 59, pp. 1114–1120. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02343.x>
22. Flores F.J., Garzon C.D. Detection and assessment of chemical hormesis on the radial growth in vitro of oomycetes and fungal plant pathogens // *Dose Response*, 2012, vol. 11, pp. 361–373. <https://doi.org/10.2203/dose-response.12-026.Garzon>
23. Gachango E., Hanson L.E., Rojas A. et al. *Fusarium* spp. causing dry rot of seed potato tubers in Michigan and their sensitivity to fungicides // *Plant Disease*, 2012, vol. 96, pp. 1767–1774. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-11-0932-RE>
24. Gachango E., Kirk W., Hanson L. et al. First report of in vitro fludioxonil-resistant isolates of *Fusarium* spp. causing potato dry rot in Michigan // *Plant Disease*, 2011, vol. 95, p. 228. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-10-0737>
25. Gashgari R.M., Gherbawy Y.A. Pathogenicity of some *Fusarium* species associated with superficial blemishes of potato tubers // *Polish Journal of Microbiology*, 2013, vol. 62, pp. 59–66.

26. Gherbawy Y.A., Hussein M.A., Hassany N.A. et al. Phylogeny and pathogenicity of *Fusarium solani* species complex (FSSC) associated with potato tubers // Journal of Basic Microbiology, 2021, vol. 61, pp. 1133–1144. <https://doi.org/10.1002/jobm.202100393>
27. Guarnaccia V., Van Niekerk J., Crous P., Sandoval-Denis M. *Neocosmospora* spp. associated with dry root rot of Citrus in South Africa // Phytopathologia Mediterranea, 2021, vol. 60, pp. 79–100. <https://doi.org/10.36253/phyto-12183>
28. Gupta P.K., Singh S.K., Shikha S. *In vitro* efficacy of different fungicides against *Fusarium solani* isolate causing root rot of papaya (*Carica papaya* L.) // International Journal of Chemical Studies, 2020, vol. 8, pp. 221–224. <https://doi.org/10.22271/chemi.2020.v8.i3c.9229>
29. Heltoft P., Brurberg M.B., Skogen M. et al. *Fusarium* spp. causing dry rot on potatoes in Norway and development of a real-time PCR method for detection of *Fusarium coeruleum* // Potato Research, 2016, vol. 59, pp. 67–80. <https://doi.org/10.1007/s11540-015-9313-5>
30. Hussein M.A., Gherbawy Y., El-Dawy E.G.A. Characterization, pathogenicity and enzymatic profile of *Fusarium solani* associated with potato tubers in Upper Egypt // Archives of Phytopathology and Plant Protection, 2020, vol. 53, pp. 495–508. <https://doi.org/10.1080/03235408.2020.1761223>
31. Imazaki I., Kadota I. Molecular phylogeny and diversity of *Fusarium* endophytes isolated from tomato stems // FEMS Microbiology Ecology, 2015, vol. 91, art. 098. <https://doi.org/10.1093/femsec/fiv098>
32. Jewell L.E., Hsiang T. Multigene differences between *Microdochium nivale* and *Microdochium majus* // Botany, 2013, vol. 91, pp. 99–106. <https://doi.org/10.1139/cjb-2012-0178>
33. Lord E., Leclercq M., Boc A. et al. Armadillo 1.1: an original workflow platform for designing and conducting phylogenetic analysis and simulations // PLoS One, 2012, vol. 7, art. 29903. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.002990>
34. Liu Y.J., Whelen S., Hall B.D. Phylogenetic relationships among ascomycetes: evidence from an RNA polymerase II subunit // Molecular Biology and Evolution, 1999, vol. 16, pp. 1799–1808. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.molbev.a026092>
35. O'Donnell K., Whitaker B.K., Laraba I. et al. DNA sequence-based identification of *Fusarium*: a work in progress // Plant Disease, 2022, vol. 106, pp. 1597–1609. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-21-2035-SR>
36. O'Donnell K., Cigelní, E., Caspe, H.H. Molecular phylogenetic, morphological, and mycotoxin data support reidentification of the Quorn mycoprotein fungus as *Fusarium venenatum* // Fungal Genetics and Biology, 1998, vol. 23, pp. 57–67. <https://doi.org/10.1006/fgbi.1997.1018>

37. Peters J.C., Lees A.K., Cullen D.W. et al. Characterization of *Fusarium* spp. responsible for causing dry rot of potato in Great Britain // *Plant Pathology*, 2008, vol. 57, pp. 262–271. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2007.01777.x>
38. Peters R.D., Platt H.W., Drake K.A. et al. First report of fludioxonil-resistant isolates of *Fusarium* spp. causing potato seed-piece decay // *Plant Disease*, 2008, vol. 92, p. 172. <https://doi.org/10.1094/PDIS-92-1-0172A>
39. Platt H. Resistance to thiabendazole in *Fusarium* species and *Helminthosporium solani* in potato tubers treated commercially in eastern Canada // *Phytoprotection*, 1997, vol. 78, pp. 1–10.
40. Sandipan P.B., Solanki B.P., Patel N.N. et al. Efficacy of different fungicides against dry rot pathogen of potato caused by *Fusarium* sp. under *in vitro* condition // *Cercetari Agronomice in Moldova*, 2016, vol. 49, pp. 69–74. <https://doi.org/10.1515/cerce-2016-0037>
41. Sandoval-Denis M., Lombard L., Crous P.W. Back to the roots: a reappraisal of *Neocosmospora* // *Persoonia*, 2019, vol. 43, pp. 90–185. <https://doi.org/10.3767/persoonia.2019.43.04>
42. Šišić A., Al-Hatmi A.M.S., Bačanović-Šišić J. et al. Two new species of the *Fusarium solani* species complex isolated from compost and hibiscus (*Hibiscus* sp.) // *Antonie Van Leeuwenhoek*, 2018, vol. 111, pp. 1785–1805. <https://doi.org/10.1007/s10482-018-1068-y>
43. Stefańczyk E., Sobkowiak S., Brylińska M. et al. Diversity of *Fusarium* spp. associated with dry rot of potato tubers in Poland // *European Journal of Plant Pathology*, 2016, vol. 145, pp. 871–884. <https://doi.org/10.1007/s10658-016-0875-0>
44. Tini F., Beccari G., Onofri A. et al. Fungicides may have differential efficacies towards the main causal agents of *Fusarium* head blight of wheat // *Pest Management Science*, 2020, vol. 76, pp. 3738–3748. <https://doi.org/10.1002/ps.5923>
45. Tiwari R.K., Kumar R., Sharma S. et al. Potato dry rot disease: current status, pathogenomics and management // *3 Biotech*, 2020, vol. 10, art. 503. <https://doi.org/10.1007/s13205-020-02496-8>
46. Vatankhah M., Saberi-Riseh R., Eskandari M.M., Afzali H. Evaluation of some fungicides for the control of *Fusarium* dry rot of potato // *Journal of Crop Protection*, 2019, vol. 8, pp. 275–285.
47. Wang J., Bradley C.A., Stenzel O. et al. Baseline sensitivity of *Fusarium virguliforme* to fluopyram fungicide // *Plant Disease*, 2017, vol. 101, pp. 576–582. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-16-1250-RE>
48. Wharton P., Hammerschmidt R., Kirk W. *Fusarium* dry rot // *Michigan Agricultural ExStation Bulletin*, 2007, art. e2992. https://archive.lib.msu.edu/DMC/extension_publications/e2992/e2992.pdf (accessed March 3, 2024)

49. Yikilmazsoy G., Tosun N. Characterization of *Fusarium sambucinum* isolates associated with potato dry rot and evaluation of cultivar susceptibility and fungicides // Turkish Journal of Agriculture and Forestry, 2021, vol. 45, pp. 10. <https://doi.org/10.3906/tar-2006-100>
50. Zhu Z., Dong Z., Mo R. et al. First report of *Neocosmospora mori* causing root rot and stem blight of mulberry in Nanzhang, Hubei, China // Plant Disease, 2024, vol. 108, p. 206. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-23-0661-PDN>

References

1. Anisimov B.V., Zebrin S.N., Zeyruk V.N. Sukhie i mokrye gnili klubnei i ikh kontrol' v semenovodstve kartofelya [Dry and wet rots of tubers and their control in potato seed production]. *Zashchita i karantin rasteniy*, 2017, no. 5, pp. 30–35.
2. Belosokhov A.F., Yarmeeva M.M., Dolgov A.M. et al. Gryby roda *Fusarium* na klubnyakh kartofelya [*Fusarium* fungi on potato tubers]. *Sovremennaya mikologiya v Rossii*, 2022, vol. 9, pp. 250–252.
3. Gagkaeva T.Yu., Orina A.S., Trubin I.I. et al. *Fusarium sambucinum* – vozбудitel' sukhoy gnili klubnei kartofelya [*Fusarium sambucinum* – a causal agent of dry rot of potato tubers]. *Vestnik zashchity rasteniy*, 2023, vol. 106, no. 3, pp. 137–145. <https://doi.org/10.31993/2308-6459-2023-106-3-16041>
4. Gosudarstvennyy reestr selektsionnykh dostizheniy, dopushchennykh k ispolzovaniyu. T. 1. “Sorta rasteniy” (ofitsial'noe izdanie) [State Register of Breeding Achievements Approved for Use. Vol. 1. “Plant Varieties” (official edition)]. Moscow: FGBNU “Rosinformagrotekh”, 2023, 631 p. <https://gossortrf.ru/register/gosudarstvennyy-reestr-selektsionnykh-dostizheniy-dopushchennykh-k-ispolzovaniyu-tom-1-sorta-rasteni/> (accessed March 3, 2024)
5. Prudnikova S.V., Churakov A.A., Ovsyankina S.V., Khizhnyak S.V. Vydelenie i identifikatsiya avtokhronnykh vozбудiteley bolezney kartofelya, rasprostranennykh v regionakh Sibiri [Isolation and identification of indigenous pathogens of potato diseases in Siberia]. *Biotekhnologiya novykh materialov - okruzhayushchaya sreda - kachestvo zhizni: Materialy IV Mezhdunarodnoy nauchnoy konferentsii Krasnoyarsk*, 10-13 October 2021. Krasnoyarsk: Sibirskiy federal'nyy universitet, 2021, pp. 174–177.
6. Zeyruk V.N., Belov G.L., Vasil'eva S.V. et al. Kak izbezhat' poter' pri khraneniі kartofelya [How to avoid losses during potato storage]. *Zashchita i karantin rasteniy*, 2024, no. 1, pp. 14–17.
7. Khadieva G.F., Lutfullin M.T., Akosakh Ya.A., et al. Analiz mikromitsevtov roda *Fusarium*, izolirovannykh iz infitsirovannykh klubnei kartofelya, vyrash-

- chennykh v Respublike Tatarstan [Analysis of *Fusarium* microfungi isolated from infected potato tubers in the republic of Tatarstan]. *Dostizheniya nauki i tekhniki APK*, 2018, vol. 32, no. 3, pp. 34–39.
8. Agathokleous E., Calabrese E.J. Fungicide-induced hormesis in phytopathogenic fungi: A critical determinant of successful agriculture and environmental sustainability. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 2021, vol. 69, pp. 4561–4563. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.1c01824>
 9. Akhmetova G.K., Knapp D.G., Özer G., et al. Multilocus molecular phylogenetic-led discovery and formal recognition of four novel root-colonizing *Fusarium* species from northern Kazakhstan and the phylogenetically divergent *Fusarium steppicola* lineage. *Mycologia*, 2023, vol. 115, pp. 16–31. <https://doi.org/10.1080/00275514.2022.2119761>
 10. Aydin M. H., İnal B. Comparative susceptibility of some commercial potato cultivars to *Fusarium sambucinum* and *F. solani* isolates. *Applied Ecology and Environmental Research*, 2018, vol. 16, no 4, pp. 4879–4892. https://doi.org/10.15666/aeer/1604_48794892
 11. Azil N., Stefańczyk E., Sobkowiak S., et al. Identification and pathogenicity of *Fusarium* spp. associated with tuber dry rot and wilt of potato in Algeria. *European Journal of Plant Pathology*, 2021, vol. 159, pp. 495–509. <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02177-5>
 12. Bojanowski A., Avis T.J., Pelletier S., Tweddell R.J. Management of potato dry rot. *Postharvest Biology and Technology*, 2013, vol. 84, pp. 99–109. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2013.04.008>
 13. Chehri K, Ghasempour HR, Karimi N. Molecular phylogenetic and pathogenic characterization of *Fusarium solani* species complex (FSSC), the cause of dry rot on potato in Iran. *Microbial Pathogenesis*, 2014, vol. 67-68, pp. 14-19. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2014.01.002>
 14. Crous P.W., Lombard L., Sandoval-Denis M. et al. *Fusarium*: more than a node or a foot-shaped basal cell. *Study in Mycology*, 2021, vol. 98, art. 100116. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2021.100116>
 15. Crous P.W, Hernández-Restrepo M., van Iperen A.L. et al. Citizen science project reveals novel fusarioid fungi (Nectriaceae, Sordariomycetes) from urban soils. *Fungal Systematics and Evolution*, 2021, vol. 8, pp. 101–127. <https://doi.org/10.3114/fuse.2021.08.09>
 16. Daami-Remadi M. Potato *Fusarium* dry rot in Tunisia: current status and future prospects. *Pest Technology*, 2012, vol. 6, pp. 15–22.
 17. Daami-Remadi M., F. Ayed H., Ayed F. et al. *In vitro*, *in vivo* and *in situ* evaluation of fungicides tested individually or in combination for the control of the

- fusarium dry rot of potato. *International Journal of Agricultural Research*, 2006, vol. 1, pp. 564–572. <https://doi.org/10.3923/ijar.2006.564.572>
18. Daami-Remadi M., Jabnoun-Khiareddine H., Ayed F., El Mahjoub M. Effect of temperature on aggressivity of Tunisian *Fusarium* species causing potato (*Solanum tuberosum* L.) tuber dry rot. *Journal of Agronomy*, 2006, vol. 5, pp. 350–355. <https://doi.org/10.3923/ja.2006.350.355>
 19. Debbarma R., Kamil D., Maya Bashyal B. et al. First report of root rot disease on *Solanum lycopersicum* L. caused by *Fusarium vanettenii* in India. *Journal of Phytopathology*, 2021, vol. 169, pp. 752–756. <https://doi.org/10.1111/jph.13047>
 20. Du M., Ren X., Sun Q. et al. Characterization of *Fusarium* spp. causing potato dry rot in China and susceptibility evaluation of chinese potato germplasm to the pathogen. *Potato Research*, 2012, vol. 55, pp. 175–184. <https://doi.org/10.1007/s11540-012-9217-6>
 21. Estrada R., Gudmestad N.C., Rivera V.V., Secor G.A. *Fusarium graminearum* as a dry rot pathogen of potato in the USA: prevalence, comparison of host isolate aggressiveness and factors affecting aetiology. *Plant Pathology*, 2010, vol. 59, pp. 1114–1120. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02343.x>
 22. Flores F.J., Garzon C.D. Detection and assessment of chemical hormesis on the radial growth in vitro of oomycetes and fungal plant pathogens. *Dose Response*, 2012, vol. 11, pp. 361–373. <https://doi.org/10.2203/dose-response.12-026.Garzon>
 23. Gachango E., Hanson L.E., Rojas A. et al. *Fusarium* spp. causing dry rot of seed potato tubers in Michigan and their sensitivity to fungicides. *Plant Disease*, 2012, vol. 96, pp. 1767–1774. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-11-0932-RE>
 24. Gachango E., Kirk W., Hanson L. et al. First report of in vitro fludioxonil-resistant isolates of *Fusarium* spp. causing potato dry rot in Michigan. *Plant Disease*, 2011, vol. 95, p. 228. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-10-0737>
 25. Gashgari R.M., Gherbawy Y.A. Pathogenicity of some *Fusarium* species associated with superficial blemishes of potato tubers. *Polish Journal of Microbiology*, 2013, vol. 62, pp. 59–66.
 26. Gherbawy Y.A., Hussein M.A., Hassany N.A. et al. Phylogeny and pathogenicity of *Fusarium solani* species complex (FSSC) associated with potato tubers. *Journal of Basic Microbiology*, 2021, vol. 61, pp. 1133–1144. <https://doi.org/10.1002/jobm.202100393>
 27. Guarnaccia V., Van Niekerk J, Crous P, Sandoval-Denis M. *Neocosmospora* spp. associated with dry root rot of Citrus in South Africa. *Phytopathologia Mediterranea*, 2021, vol. 60, pp. 79–100. <https://doi.org/10.36253/phyto-12183>
 28. Gupta P.K., Singh S.K., Shikha S. *In vitro* efficacy of different fungicides against *Fusarium solani* isolate causing root rot of papaya (*Carica papaya* L.). *Inter-*

- national Journal of Chemical Studies*, 2020, vol. 8, pp. 221–224. <https://doi.org/10.22271/chemi.2020.v8.i3c.9229>
29. Heltoft P., Brurberg M.B., Skogen M. et al. *Fusarium* spp. causing dry rot on potatoes in Norway and development of a real-time PCR method for detection of *Fusarium coeruleum*. *Potato Research*, 2016, vol. 59, pp. 67–80. <https://doi.org/10.1007/s11540-015-9313-5>
 30. Hussein M.A., Gherbawy Y., El-Dawy E.G.A. Characterization, pathogenicity and enzymatic profile of *Fusarium solani* associated with potato tubers in Upper Egypt. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 2020, vol. 53, pp. 495–508. <https://doi.org/10.1080/03235408.2020.1761223>
 31. Imazaki I., Kadota I. Molecular phylogeny and diversity of *Fusarium* endophytes isolated from tomato stems. *FEMS Microbiology Ecology*, 2015, vol. 91, art. 098. <https://doi.org/10.1093/femsec/fiv0988>
 32. Jewell L.E., Hsiang T. Multigene differences between *Microdochium nivale* and *Microdochium majus*. *Botany*, 2013, vol. 91, pp. 99–106. <https://doi.org/10.1139/cjb-2012-0178>
 33. Lord E., Leclercq M., Boc A. et al. Armadillo 1.1: an original workflow platform for designing and conducting phylogenetic analysis and simulations. *PLoS One*, 2012, vol. 7, art. 29903. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.002990>
 34. Liu Y.J., Whelen S., Hall B.D. Phylogenetic relationships among ascomycetes: evidence from an RNA polymerase II subunit. *Molecular Biology and Evolution*, 1999, vol. 16, pp. 1799–1808. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.molbev.a026092>
 35. O'Donnell K., Whitaker B.K., Laraba I. et al. DNA sequence-based identification of *Fusarium*: a work in progress. *Plant Disease*, 2022, vol. 106, pp. 1597–1609. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-21-2035-SR>
 36. O'Donnell K., Cigelnii, E., Caspe, H.H. Molecular phylogenetic, morphological, and mycotoxin data support reidentification of the Quorn mycoprotein fungus as *Fusarium venenatum*. *Fungal Genetics and Biology*, 1998, vol. 23, pp. 57–67. <https://doi.org/10.1006/fgbi.1997.1018>
 37. Peters J.C., Lees A.K., Cullen D.W. et al. Characterization of *Fusarium* spp. responsible for causing dry rot of potato in Great Britain. *Plant Pathology*, 2008, vol. 57, pp. 262–271. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2007.01777.x>
 38. Peters R.D., Platt H.W., Drake K.A. et al. First report of fludioxonil-resistant isolates of *Fusarium* spp. causing potato seed-piece decay. *Plant Disease*, 2008, vol. 92, p. 172. <https://doi.org/10.1094/PDIS-92-1-0172A>
 39. Platt H. Resistance to thiabendazole in *Fusarium* species and *Helminthosporium solani* in potato tubers treated commercially in eastern Canada. *Phytoprotection*, 1997, vol. 78, pp. 1–10.

40. Sandipan P.B., Solanki B.P., Patel N.N. et al. Efficacy of different fungicides against dry rot pathogen of potato caused by *Fusarium* sp. under in vitro condition. *Cercetari Agronomice in Moldova*, 2016, vol. 49, pp. 69–74. <https://doi.org/10.1515/cerce-2016-0037>
41. Sandoval-Denis M., Lombard L., Crous P.W. Back to the roots: a reappraisal of *Neocosmospora. Persoonia*, 2019, vol. 43, pp. 90–185. <https://doi.org/10.3767/persoonia.2019.43.04>
42. Šišić A., Al-Hatmi A.M.S., Baćanović-Šišić J. et al. Two new species of the *Fusarium solani* species complex isolated from compost and hibiscus (*Hibiscus* sp.). *Antonie Van Leeuwenhoek*, 2018, vol. 111, pp. 1785–1805. <https://doi.org/10.1007/s10482-018-1068-y>
43. Stefańczyk E., Sobkowiak S., Brylińska M. et al. Diversity of *Fusarium* spp. associated with dry rot of potato tubers in Poland. *European Journal of Plant Pathology*, 2016, vol. 145, pp. 871–884. <https://doi.org/10.1007/s10658-016-0875-0>
44. Tini F., Beccari G., Onofri A. et al. Fungicides may have differential efficacies towards the main causal agents of *Fusarium* head blight of wheat. *Pest Management Science*, 2020, vol. 76, pp. 3738–3748. <https://doi.org/10.1002/ps.5923>
45. Tiwari R.K., Kumar R., Sharma S. et al. Potato dry rot disease: current status, pathogenomics and management. *3 Biotech*, 2020, vol. 10, art. 503. <https://doi.org/10.1007/s13205-020-02496-8>
46. Vatankhah M., Saberi-Riseh R., Eskandari M.M., Afzali H. Evaluation of some fungicides for the control of *Fusarium* dry rot of potato. *Journal of Crop Protection*, 2019, vol. 8, pp. 275–285.
47. Wang J., Bradley C.A., Stenzel O. et al. Baseline sensitivity of *Fusarium virguliforme* to fluopyram fungicide. *Plant Disease*, 2017, vol. 101, pp. 576–582. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-16-1250-RE>
48. Wharton P., Hammerschmidt R., Kirk W. *Fusarium* dry rot. *Michigan Agricultural ExStation Bulletin*, 2007, art. e2992. https://archive.lib.msu.edu/DMC/extension_publications/e2992/e2992.pdf (accessed March 3, 2024)
49. Yikilmazsoy G., Tosun N. Characterization of *Fusarium sambucinum* isolates associated with potato dry rot and evaluation of cultivar susceptibility and fungicides. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 2021, vol. 45, pp. 10. <https://doi.org/10.3906/tar-2006-100>
50. Zhu Z., Dong Z., Mo R. et al. First report of *Neocosmospora mori* causing root rot and stem blight of mulberry in Nanzhang, Hubei, China. *Plant Disease*, 2024, vol. 108, p. 206. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-23-0661-PDN>

ВКЛАД АВТОРОВ

Все авторы сделали эквивалентный вклад в подготовку статьи для публикации.

AUTHOR CONTRIBUTIONS

The authors contributed equally to this article.

ДАННЫЕ ОБ АВТОРАХ

Орина Александра Станиславовна, канд. биол. наук, старший научный сотрудник лаборатории микологии и фитопатологии
*Федеральное государственное бюджетное научное учреждение «Все-
российский научно-исследовательский институт защиты растений»
ш. Подбельского, 3, г. Санкт-Петербург, 196608, Российская Феде-
рация*
orina-alex@yandex.ru

Гаврилова Ольга Павловна, канд. биол. наук, старший научный сотруд-
ник лаборатории микологии и фитопатологии
*Федеральное государственное бюджетное научное учреждение «Все-
российский научно-исследовательский институт защиты растений»
ш. Подбельского, 3, г. Санкт-Петербург, 196608, Российская Феде-
рация*
olgavrilova1@yandex.ru

Трубин Илья Иванович, лаборант-исследователь лаборатории миколо-
гии и фитопатологии
*Федеральное государственное бюджетное научное учреждение «Все-
российский научно-исследовательский институт защиты растений»
ш. Подбельского, 3, г. Санкт-Петербург, 196608, Российская Феде-
рация*
ilya.trubin01@mail.ru

Гагкаева Татьяна Юрьевна, канд. биол. наук, ведущий научный сотруд-
ник лаборатории микологии и фитопатологии
*Федеральное государственное бюджетное научное учреждение «Все-
российский научно-исследовательский институт защиты растений»
ш. Подбельского, 3, г. Санкт-Петербург, 196608, Российская Феде-
рация*
t.gagkaeva@mail.ru

DATA ABOUT THE AUTHORS

Aleksandra S. Orina, PhD (Mycology), Senior Researcher of the Laboratory of Mycology and Phythopathology

All-Russian Institute of Plant Protection

3, Podbelskogo Sh., St. Petersburg, 196608, Russian Federation

orina-alex@yandex.ru

SPIN-code: 8590-0092

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-7657-6618>

ResearcherID: B-1445-2014

Scopus Author ID: 36343881100

Olga P. Gavrilova, PhD (Mycology), Senior Researcher of the Laboratory of Mycology and Phythopathology

All-Russian Institute of Plant Protection

3, Podbelskogo Sh., St. Petersburg, 196608, Russian Federation

olgavrilova1@yandex.ru

SPIN-code: 2842-8851

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-5350-3221>

ResearcherID: A-5840-2014

Scopus Author ID: 24474933500

Ilya I. Trubin, Research Assistant of the Laboratory of Mycology and Phythopathology

All-Russian Institute of Plant Protection

3, Podbelskogo Sh., St. Petersburg, 196608, Russian Federation

ilya.trubin01@mail.ru

Tatiana Yu. Gagkaeva, PhD (Mycology), Leading Researcher of the Laboratory of Mycology and Phythopathology

All-Russian Institute of Plant Protection

3, Podbelskogo Sh., St. Petersburg, 196608, Russian Federation

t.gagkaeva@mail.ru

SPIN-code: 9182-6834

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3276-561X>

ResearcherID: H-7884-2013

Scopus Author ID: 6505865040

Поступила 12.03.2024

После рецензирования 07.05.2024

Принята 12.05.2024

Received 12.03.2024

Revised 07.05.2024

Accepted 12.05.2024