

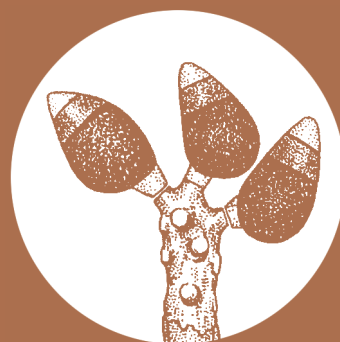
ISSN 0026-3648

Том 58, Номер 6

Ноябрь–Декабрь 2024



МИКОЛОГИЯ И ФИТОПАТОЛОГИЯ



НАУКА

— 1727 —

СОДЕРЖАНИЕ

Том 58, номер 6, 2024

ОБЗОРЫ И ДИСКУССИИ

Особенности возникновения, развития и генетические механизмы проявления резистентности к фунгицидам из химических классов триазолов и стробилуринов у *Zymoseptoria tritici* (обзор)

Н. Г. Зубко, Ю. В. Зеленева, Э. А. Конькова, Л. М. Мохова, Н. Н. Дубровская 423

Совместное культивирование грибов и микроводорослей для биотехнологий

*Н. А. Оганесян, А. В. Кураков, Н. С. Хачатурян,
С. А. Геворгян, Р. Э. Матевосян, В. А. Багиян* 435

Виды грибов, рекомендованные в Красную книгу Ростовской области с учетом критериев редкости МСОП

Ю. А. Ребриев 446

БИОРАЗНООБРАЗИЕ, СИСТЕМАТИКА, ЭКОЛОГИЯ

Первые сведения о макромицетах закрытого грунта Донецкого ботанического сада (Россия)

И. В. Бондаренко-Борисова, С. Д. Трискиба 458

Новые виды для микобиот регионов России. 9. Информационное сообщение — 2024

*С. В. Волобуев, Т. Ю. Светашева, Е. С. Попов, И. С. Саркина, Л. Г. Переведенцева,
В. А. Власенко, Л. Б. Калинина, В. И. Капитонов, Ю. А. Ребриев, Е. А. Крапивина,
Н. В. Филиппова, Ю. Р. Химич, А. С. Шишигин, И. В. Змитрович, В. С. Боталов,
И. В. Енущенко, О. Н. Ежов, А. В. Власенко, С. Ю. Большаков* 466

Сообщества микроскопических грибов в глубоководных осадках экваториальной Атлантики

Н. И. Копытина, С. Б. Крашенинникова, С. В. Капранов, Е. А. Бочарова, Н. Ю. Родионова 480

Дополнение к списку афиллофороидных грибов Таймырского Долгано-Ненецкого района (Арктическая Сибирь, Красноярский край, Россия)

А. Г. Ширяев 491

КРАТКИЕ СООБЩЕНИЯ

ДНК-штрихкодирование ксилобионтных видов грибов и лишайников Самурского национального парка (Республика Дагестан, Россия): первые результаты

С. В. Волобуев, А. Б. Исмаилов 496

Contents

Vol. 58, No. 6, 2024

REVIEWS AND DISCUSSIONS

Peculiarities of emergence, development and genetic mechanisms of resistance manifestation towards fungicides from the chemical classes of triazoles and strobilurins among the representatives of *Zymoseptoria tritici* (a review)

N. G. Zubko, Yu. V. Zeleneva, E. A. Konkova, L. M. Mokhova, N. N. Dubrovskaya 423

Co-cultivation of fungi and microalgae for biotechnology

*N. A. Oghanesyan, A. V. Kurakov, N. V. Khachatryan,
S. A. Gevorgyan, R. E. Matevosyan, V. A. Bagiyan* 435

Species of fungi recommended in the Red data book of the Rostov Region on the basis of the IUCN criteria

Yu. A. Rebriev 446

BIODIVERSITY, TAXONOMY, ECOLOGY

First report on macrofungi in the greenhouses of the Donetsk Botanical Garden (Russia)

I. V. Bondarenko-Borisova, S. D. Triskiba 458

New species for regional mycobiotas of Russia. 9. Report 2024

*S. V. Volobuev, T. Yu. Svetasheva, E. S. Popov, I. S. Sarkina, L. G. Perevedentseva,
V. A. Vlasenko, L. B. Kalinina, V. I. Kapitonov, Yu. A. Rebriev, E. A. Krapivina,
N. V. Filippova, Yu. R. Khimich, A. S. Shishigin, I. V. Zmitrovich, V. S. Botalov,
I. V. Enushchenko, O. N. Ezhov, A. V. Vlasenko, S. Yu. Bolshakov* 466

The microfungal communities in deep-sea sediments from the Equatorial Atlantic

N. I. Kopytina, S. B. Krashenninnikova, S. V. Kapranov, E. A. Bocharova, N. Yu. Rodionova 480

Additions to the species list of aphyllorphoroid fungi in Taymyrsky Dolgano-Nenetsky District (Arctic Siberia, Krasnoyarsk Krai, Russia)

A. G. Shiryayev 491

SHORT COMMUNICATIONS

DNA barcoding of xylobiont species of fungi and lichens from the Samursky National Park (Republic of Dagestan, Russia): first results

S. V. Volobuev, A. B. Ismailov 496

УДК 632.952

ОСОБЕННОСТИ ВОЗНИКНОВЕНИЯ, РАЗВИТИЯ И ГЕНЕТИЧЕСКИЕ МЕХАНИЗМЫ ПРОЯВЛЕНИЯ РЕЗИСТЕНТНОСТИ К ФУНГИЦИДАМ ИЗ ХИМИЧЕСКИХ КЛАССОВ ТРИАЗОЛОВ И СТРОБИЛУРИНОВ У *ZYMOSEPTORIA TRITICI* (ОБЗОР)

© 2024 г. Н. Г. Зубко^{1,*}, Ю. В. Зеленева^{1,**}, Э. А. Конькова^{2,***},
Л. М. Мохова^{3,****}, Н. Н. Дубровская^{4,*****}

¹ Всероссийский научно-исследовательский институт защиты растений, 196608 Санкт-Петербург, Россия

² Федеральный аграрный научный центр Юго-Востока, 410010 Саратов, Россия

³ Национальный центр зерна им. П. П. Лукьяненко, 350012 Краснодар, Россия

⁴ Среднерусский филиал Федерального научного центра им. И. В. Мичурина, 392553 Тамбов, Россия

*e-mail: sacura0@yandex.ru

**e-mail: zelenewa@mail.ru

***e-mail: baukenowaea@mail.ru

****e-mail: mohovalubov@mail.ru

*****e-mail: natalya.dubrovskaya@yandex.ru

Поступила в редакцию 08.10.2023 г.

После доработки 15.02.2024 г.

Принята к публикации 06.06.2024 г.

Производство зерна — важный стратегический ресурс Российской Федерации, базовая отрасль сельскохозяйственного производства. Для получения высоких и стабильных урожаев необходимо проведение защитных мероприятий посевов от болезней. В последние годы именно листостебельные болезни зерновых культур являются одними из самых вредоносных в агроценозах. Они существенно снижают урожайность культур, быстро прогрессируют во многих регионах Российской Федерации, а также в других зернопроизводящих странах. *Zymoseptoria tritici* — опасный грибной фитопатоген, вызывающий септориоз листьев пшеницы, тритикале, ячменя, ржи. За последние десятилетия в генетическом контроле устойчивости пшеницы к *Z. tritici* был достигнут существенный прогресс. Однако при благоприятных погодных условиях, способствующих развитию грибных инфекций, чтобы не допустить потери урожая и снижения качества сельскохозяйственной продукции, проводят от одной до нескольких обработок фунгицидами. Отечественными и зарубежными учеными отмечается тенденция увеличения резистентности *Z. tritici* к некоторым фунгицидам, что представляет собой проблему в реализации эффективных мероприятий по защите растений. Такие классы, как триазолы и стробилурины, не являются исключением, и согласно рейтингу FRAC, риск развития резистентности к ним оценивается как средний у первых и высокий у вторых соответственно. Растущие проблемы с устойчивостью популяций *Z. tritici* к фунгицидам представляют собой угрозу для производства пшеницы в будущем. Цель настоящей работы — проведение анализа современных литературных данных по вопросам возникновения резистентности к фунгицидам из химических классов триазолов и стробилуринов у *Z. tritici*. В данном обзоре рассмотрены генетические механизмы возникновения резистентности у фитопатогена; приводятся примеры мониторинговых исследований резистентности гриба в разных странах, а также практические рекомендации по реализации антирезистентных стратегий. Успех создания таких стратегий невозможен без знания структуры популяций возбудителей, устойчивости сортов, региональных агро-экологических особенностей развития патогена и возделывания культуры, биологической хозяйственной и экономической эффективности средств и методов защиты.

Ключевые слова: пшеница, резистентность гриба к фунгицидам, септориоз листа, DMI-фунгициды, QoI-фунгициды

DOI: 10.31857/S0026364824060011, **EDN:** uoiuud

ВВЕДЕНИЕ

Одной из наиболее опасных и распространенных болезней пшеницы на полях зернопроизводящих стран является септориоз (Gorkovenko et al., 2005; Ponomarenko et al., 2011; Hailemariam et al., 2020; Zeleneva et al., 2022) (рис. 1). При благоприятных условиях болезнь может достигать эпифитотийного уровня, с прямыми потерями урожая более 40% (Sanin et al., 2018; Ficke et al., 2018; Paholkova, Salnikova, 2019).

Zymoseptoria tritici (Desm.) Quaedvl. et Crous – возбудитель септориоза листьев пшеницы, тритикале, ячменя, ржи. Относится к семейству *Mycosphaerellaceae*.

Данный вид доминирует и является наиболее вредоносным в Нижнем Поволжье, на Сев. Кавказе, в Центрально-Черноземном регионе, на полях Псковской, Новгородской, Ленинградской, Московской областей, Алтайского края (Paholkova, Salnikova, 2019; Toropova et al., 2020; Zeleneva et al., 2022).

На распространение и вредоносность *Z. tritici* оказывают прямое влияние почвенно-климатические особенности регионов (в частности, количество осадков и показатели суточных температур), сорта пшеницы, системы выращивания сельскохозяйственных культур и разнообразие севооборотов (Krupinsky et al., 2004; Kutcher et al., 2018; Yang et al., 2022).

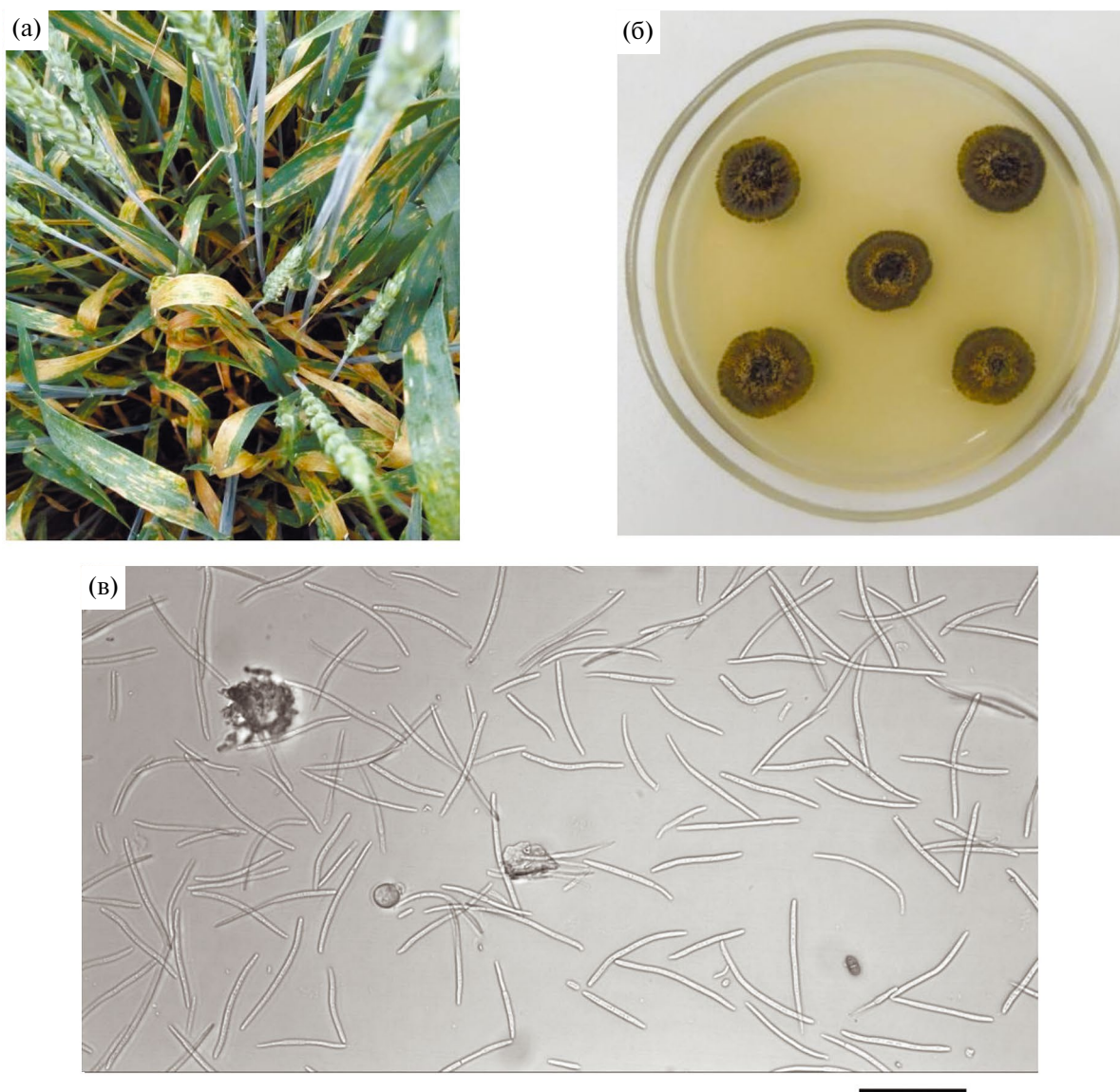


Рис. 1. Септориоз пшеницы в Краснодарском крае (возбудитель *Zymoseptoria tritici*): А – внешний вид пораженного растения; Б – чистая культура гриба на картофельно-глюкозном агаре; В – микропрепарат спор фитопатогена. Фото авторов. Масштаб – 50 мкм.

Таблица 1. Динамика развития резистентности *Zymoseptoria tritici* к фунгицидам класса стробилуринов в различных странах (сводная информация по данным FRAC)

Страна	Годы мониторинга										
	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019	2020	2021	2022
Австрия	—	—	—	No – L	—	—	—	M	M	—	—
Бельгия	—	—	—	H	H	H	H	H	—	H	—
Болгария	—	No – L	No	No – L	No – L	No – L	L	No	No	L – M	L – M
Великобритания	H	H	H	—	H	H	H	H	H	H	H
Венгрия	—	No – L	No – M	M	M	—	—	—	L – M	M	L – M
Германия	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H
Греция	—	—	—	—	—	—	—	No	—	—	—
Дания	H	H	H	H	H	—	—	—	H	H	H
Ирландия	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H
Испания	No – M	No – L	No – M	No – M	No – M	No – L	L – M	M	M	M	M
Италия	No – M	No – L	No – M	M	M	M	M	L – M	M	M	M – H
Латвия	No – M	—	—	M	M	M	H	—	H	M – H	—
Литва	No – H	No – H	—	M	No – L	M	—	M	H	M – H	—
Нидерланды	—	—	—	H	H	H	H	H	—	—	H
Новая Зеландия	—	—	—	—	—	H	—	—	—	—	—
Польша	No – H	H	H	H	H	M	M	M – H	M – H	M – H	M – H
Россия	No – L	—	—	No – L	No – L	No – L	L	No	L – M	L – M	L – M
Румыния	—	No – L	No	—	No – L	No – L	L	L – M	L – M	M	M
Словакия	No – M	No – L	No	No – L	No – L	No – L	L – M	L – M	L – M	M	M – H
Турция	—	—	—	—	—	—	—	No	No	No	—
Украина	No – L	No – L	No	No – M	No – L	No – M	M	L – M	L – M	M	M
Франция	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H	H
Хорватия	—	—	—	No – L	—	M	M	—	M – H	—	—
Чехия	L – M	M	M	M	M	H	M	M	M – H	M – H	M – H
Швейцария	—	—	—	H	—	H	H	—	M	—	—
Швейцария	—	—	—	H	—	—	—	M	—	—	—
Швеция	H	—	—	H	H	H	H	H	H	H	H

Примечание. H – высокий уровень резистентности (high); M – средний уровень резистентности (medium); M – H – уровень резистентности от среднего до высокого (medium to high); L – M – от уровень резистентности от низкого до среднего (low to medium); L – низкий уровень резистентности (low); No – L – отсутствие или низкий уровень резистентности (no to low); No – H – от отсутствия до высокого уровня резистентности (no to high); No – M – от отсутствия до среднего уровня резистентности (no to medium); No – отсутствие устойчивых изолятов. Прочерк означает отсутствие информации.

Устойчивость сортов к экономически значимым фитопатогенам каждого региона является ключевой основой комплексной стратегии борьбы с болезнями (Creissen et al., 2019; Ben M'Barek et al., 2022; Ouaja et al., 2023). За последние десятилетия в генетическом контроле устойчивости пшеницы к *Z. tritici* был достигнут существенный прогресс. Устойчивость к патогену может быть качественной, контролируемой *Stb*-генами, или количественной, детерминированной генами с аддитивным эффектом (Brown et al., 2015; Saintenac et al., 2021; Yang et al., 2022).

Однако при благоприятных погодных условиях, способствующих развитию грибных инфекций, чтобы не допустить потери урожая и снижения качества сельскохозяйственной продукции, проводят от одной до нескольких обработок фунгицидами (Lynch et al., 2017; Mäe et al., 2020; Jørgensen et al., 2021). Фунгициды рекомендуется применять только тогда, когда они приносят экономическую выгоду.

Основной проблемой применения химической защиты пшеничных посевов является то, что у многих популяций *Z. tritici* быстро развивается

устойчивость к фунгицидам, особенно к химическим веществам класса стробилуринов (QoI-фунгициды — Quinone outside Inhibitors) (Blake et al., 2018; Kildea et al., 2019; см. табл. 1).

Наиболее распространенными фунгицидами, применяемыми в настоящее время, являются триазолы (DMI-фунгициды — Demethylation Inhibitors или SBI-фунгициды первого класса — Sterol Biosynthesis Inhibitors in membranes) (Torriani et al., 2015; Jørgensen et al., 2021; Grishechkina et al., 2022). Эффективность этих соединений снижается из-за мутаций в целевых генах гриба. Могут быть задействованы и другие механизмы, приводящие к возникновению устойчивости к этим фунгицидам (Blake et al., 2018; Huf et al., 2018; Garnault et al., 2019). Чередование фунгицидов с различными способами действия помогает замедлить, а иногда и предотвратить потерю их эффективности (Gisi et al., 2005). Растущие проблемы с устойчивостью популяций *Z. tritici* к фунгицидам представляют собой угрозу для производства пшеницы в будущем.

Цель настоящей работы — анализ современных литературных данных по вопросам возникновения резистентности к фунгицидам из химических классов триазолов и стробилуринов у *Z. tritici*.

ПРИМЕНЕНИЕ ФУНГИЦИДОВ В РАСТЕНИЕВОДСТВЕ

Химическая защита сельскохозяйственных культур в промышленных масштабах начала применяться во второй половине XIX века (Hawkins, Fraaije, 2018). Первоначально использовали препараты на основе соединений серы, извести и меди. Органические фунгициды широкого спектра действия с защитными свойствами такие, как дитиокарбаматы и фталимиды (производные фталевой кислоты), были разработаны в 1940–1960 гг. Дальнейшие успехи в области защиты растений были достигнуты, начиная с 1970-х гг. В этот период начинают применяться системные однокомпонентные фунгициды с защитными и искореняющими свойствами. Они обеспечивали рентабельное и качественное производство пшеницы, риса и сои. Данные препараты внесли важный вклад в обеспечение продовольственной безопасности зернопроизводящих стран (Hawkins, Fraaije, 2018).

В 1960-х гг. появляются сообщения о снижении эффективности ряда фунгицидов вследствие возникновения устойчивых к ним изолятов грибов. Проблема образования резистентных форм возбудителей обострилась с начала 1970-х гг. после широкого внедрения в практику системных фунгицидов с избирательным механизмом действия: бензимидазолов,

фениламинов, дикарбоксимидов, а также препаратов групп триазолов, имидазолов, пиримидинов и пиперазинов (Lucas et al., 2015). Эти соединения ингибируют в основном биосинтез эргостерина, подавляя деметилирование C-14 в грибной клетке. Поскольку они воздействуют на процессы, управляемые одним или небольшим числом генов, достаточно одной мутации на уровне этого гена для того, чтобы появился резистентный к фунгициду мутант (Cools et al., 2007; Mullins et al., 2011; Cools, Fraaije, 2013).

В середине 1980-х гг. некоторые популяции *Z. tritici* выработали устойчивость к бензимидазольным фунгицидам (MBCs). Чувствительность к группе DMI-фунгицидов в популяциях гриба начала снижаться с середины 1990-х гг. В настоящее время существуют значительные различия в эффективности активных компонентов, входящих в эту группу, и для обеспечения производительной работы важно выбрать соответствующие продукты DMI (Sierotzki et al., 2000; McDonald et al., 2019). Все азолы обладают одинаковым механизмом действия, ингибируя стерол-14 α -деметиразу (CYP51). Изначально предполагалось, что если *Z. tritici* приобретет мутацию, которая повлечет устойчивость, то все азолы будут затронуты в равной степени. Теперь известно, что это не так. Большое количество мутаций идентифицировано. Некоторые азолы, прежде всего эпоксиконазол и протиокконазол, продолжают обеспечивать сдерживание инфекции на производственных полях (Fungicide resistance..., 2023).

Изоляты *Z. tritici* с пониженной чувствительностью к стробилуринам были впервые обнаружены в 2002 г. В генофонде популяций гриба получила распространение мутация G143A (Fraaije et al., 2005; Sierotzki et al., 2006). Однако, несмотря на это, некоторые QoI фунгициды все же обладают эффективностью и находят широкое применение как в России, так и в других зернопроизводящих странах (Blake et al., 2018; Suemoto et al., 2019; Shcherbakova, 2019).

Триазолы в составе комбинированных препаратов также находят широкое применение, подтверждая свое профилактическое и лечебное действие на полях Краснодарского края (Volkova et al., 2020), Ростовской обл. (Pasko, 2018), Центрально-Черноземного региона (Zasorina, Tsyachnik, 2020) и других регионах Российской Федерации (Grishechkina et al., 2022), эффективно защищая зерновые культуры от грибных патогенов, в том числе и от возбудителей септориозов.

В европейских странах при производстве зерновых интенсивность обработки фунгицидами полей составляет в среднем от двух до четырех раз за сезон (Jørgensen et al., 2021). На основе объемов продаж химикатов и национальных исследований, проведенных в 2006 и 2007 гг. в Германии,

Франции, Великобритании и Дании, отмечено, что их использование в Дании было намного ниже, чем в других странах. Во Франции можно обнаружить региональные различия, которые показали высокую интенсивность использования препаратов на севере Франции по сравнению с южными регионами. Самый высокий общий объем использования фунгицидов был применен в Великобритании (Jørgensen et al., 2014).

В настоящее время наблюдаются случаи развития резистентности практически для всех основных классов фунгицидов у различных видов фитопатогенов (FRAC Code List). Такие классы, как триазолы и стробилурины, не являются исключением, и, согласно рейтингу FRAC, риск развития резистентности к ним оценивается как средний у первых и высокий у вторых соответственно.

ГЕНЕТИЧЕСКИЕ МЕХАНИЗМЫ ПРОЯВЛЕНИЯ РЕЗИСТЕНТНОСТИ К ТРИАЗОЛАМ В ПОПУЛЯЦИЯХ *ZYMOSEPTORIA TRITICI*

Триазолы, также известные как DMI-фунгициды, действуют путем подавления синтеза грибных стероидов, ингибируя фермент 14 α -деметилазу (CYP51, белок, кодируемый геном *sup51*) из суперсемейства цитохромов P450 (монооксигеназа P450). Этот фермент ответственен за удаление 14 α -метильной группы от ланостерола — предшественника эргостерина (Ma, Michailides, 2005), который является основным стероидным компонентом грибных мембран и отсутствует у растений. Ингибирующее действие фермента CYP51 приводит к недостатку эргостерина и накоплению в клетке гриба токсичных 14- α -метилстероидов. Высокие концентрации этих соединений усиливают окислительный стресс, вызывают повреждение мембраны и в результате приводят к гибели клетки гриба (Shkel et al., 2013; Garnault et al., 2019; Jørgensen et al., 2021).

Лабораторные исследования подтвердили положительную корреляцию между увеличением концентрации триазоловых фунгицидов и накоплением резистентных форм, а также развитием внутригрупповой перекрестной резистентности *Z. tritici* (Mavroeidi, Shaw, 2005).

У высоко-, слабо- и умеренно-устойчивых штаммов возбудителя септориоза пшеницы *Z. tritici* из Франции и Великобритании были обнаружены практически все возможные однонуклеотидные изменения в гене *sup51*. Некоторые штаммы патогена с умеренной или высокой резистентностью содержали вставку в промоторе этого гена или комбинации

точечных мутаций (Leroux, Walker, 2011). В результате наблюдается сверхэкспрессия белка CYP51 у *Mycosphaerella graminicola* (традиционное название телеоморфы *Zymoseptoria tritici*), приводящая к увеличению уровня транскрипта в 10–40 раз, что приводило к снижению чувствительности к DMI-фунгицидам в 7–16 раз в условиях *in vitro* (Cools, Fraaije, 2013).

Было установлено, что устойчивость полевых изолятов некоторых фитопатогенных грибов к DM-ингибиторам не всегда обусловлена только аминокислотными заменами в белке CYP51 (Ma, Michailides, 2005). В случае резистентных фенотипов *Z. tritici* наблюдается высокая множественная устойчивость к DMI, которая связывалась с повышенной экспрессией генов белков-переносчиков действующих веществ фунгицида (Leroux, Walker, 2011).

У современных популяций *Z. tritici* в белке CYP51 обнаружено более 30 различных аминокислотных изменений (замен и делеций). Мутации могут возникать также и в комбинации друг с другом, обуславливая наличие устойчивости у их носителей сразу к нескольким действующим веществам из химического класса триазолы (Blake et al., 2018; Huf et al., 2018).

У DMI-фунгицидов групповую устойчивость обычно отмечают для тех действующих веществ, которые активны против одного и того же патогена, и не обнаруживают в отношении ингибиторов синтеза стероидов из других классов (Shcherbakova, 2019).

ГЕНЕТИЧЕСКИЕ МЕХАНИЗМЫ ПРОЯВЛЕНИЯ РЕЗИСТЕНТНОСТИ К СТРОБИЛУРИНАМ В ПОПУЛЯЦИЯХ *ZYMOSEPTORIA TRITICI*

Стробилурины — это фунгициды, действие которых направлено на ингибирование дыхания в сайте Qo цитохрома *b*, который играет ключевую роль в переносе электронов через комплекс III дыхательной цепи (Bartlett et al., 2002). QoI — это высокоактивные и специфические фунгициды, которые используются во многих различных культурах для борьбы с болезнями растений. В начале 2000-х гг. у *Z. tritici* была зафиксирована устойчивость к фунгицидам QoI (Torgiani et al., 2009). Она объясняется точечными мутациями в гене, связанным с митохондриальным цитохромом *b* (*cytb*). Изоляты, несущие мутации F129L или G137R, проявляют умеренную (частичную) устойчивость и сравнительно редко встречаются в европейских популяциях *Z. tritici*. Напротив, мутация G143A обеспечивает полную устойчивость и доминирует в современных популяциях *фитопатогена*. Фунгициды QoI больше не обладают эффективностью против

Z. tritici в большинстве европейских стран (Fraaije et al., 2005; Sierotzki et al., 2006; Mäe et al., 2020). Так, например, исследования, проведенные А. Мäе et al. (2020) показали, что на период 2018 г. частота мутации *cytb* G143A, придающая устойчивость к стробилуринам, увеличилась до 50–70% в популяциях *Z. tritici* из Эстонии, Финляндии, Латвии и Литвы. Известно, что мутанты, несущие G143A и F129L, обладают высоким уровнем перекрестной устойчивости между различными стробилуринами (Sierotzki et al., 2006). Несмотря на то, что фунгициды QoI больше не рекомендуются против *Z. tritici*, они остаются эффективными против других заболеваний (например, ржавчины) (Mäe et al., 2020) и поэтому все еще применяются в полевых условиях. Постоянное применение любого стробилурина создает благоприятные условия для дальнейшего распространения штаммов *Z. tritici*, несущих мутацию G143A (Kildea et al., 2022).

Фунгициды QoI ингибируют фермент-мишень в дыхательной цепи митохондрий грибов *Z. tritici*. Основной причиной устойчивости к QoI является однонуклеотидный полиморфизм (SNP) в гене цитохрома грибов, приводящий к аминокислотной замене глицина на аланин в положении 143 белка цитохрома (G143A) (Fraaije et al., 2003), фенилаланина на лейцин (F129L), глицина на аргинин в положении 137 (G137R) (Mutations associated with QoI-resistance, FRAC) а также адаптационными механизмами, в частности сверхэкспрессией альтернативной оксидазы, функционирующей в обход дыхательного комплекса III (Ma, Michailides, 2005; FRAC Code List, 2019; Kildea et al., 2019).

Уровень резистентности (процент мутации G143A) *Z. tritici* в образцах с пятнистостью листьев септориоза можно быстро и точно определить с помощью метода пиросеквенирования (FRAC, 2023; Molecular biological., 2023; Molecular genetic., 2023).

Ретроспективное тестирование с помощью полимеразной цепной реакции (ПЦР) показало, что G143A уже присутствовал в полевых популяциях *Z. tritici* в Великобритании в течение вегетационного периода 2000–2001 гг., хотя и с очень низкой частотой (Fraaije et al., 2005).

Тестирование ранней весной 2003 г. показало широкое распространение устойчивости к QoI в полевых популяциях *Z. tritici* в Великобритании (Fraaije et al., 2003). Все устойчивые к QoI изоляты содержали G143A аллели. Это указывает на то, что эти изоляты являются полностью патогенными, и переносимые воздушно-капельным путем их аскоспоры, выделяемые из псевдотелиев, могут играть важную роль

в распространении устойчивых к QoI генотипов на большие расстояния (Fraaije et al., 2005).

Быстрое развитие резистентности к QoI-фунгицидам предположительно связано с тем, что убихинооксидаза, которая является мишенью для этих фунгицидов, кодируется митохондриальной ДНК. Митохондриальная ДНК обладает менее эффективной способностью к репарации по сравнению с ядерной ДНК (Gisi et al., 2005).

Показано, что подобные мутации вызывают устойчивость у других грибных патогенов злаковых, таких как *Oculimacula* (ранее *Tapesia*) spp. (Albertini et al., 1999), *Rhynchosporium secalis* (Wheeler et al., 1995) и *Blumeria* spp. (Sierotzki et al., 2000; Fraaije et al., 2002) — эти мутации были обнаружены преимущественно в идентичных кодонах. Таким образом, внутригрупповая резистентность была выявлена ко всем действующим веществам (ДВ) QoI-фунгицидов. У DMI-фунгицидов ее обычно отмечают для тех ДВ, которые активны против одного и того же патогена, и не обнаруживают в отношении ингибиторов синтеза стерина из других классов (Shherbakova, 2019).

С конца 1990-х гг. QoI стали ключевым компонентом стратегий борьбы с болезнями зерновых культур в северо-западной Европе из-за их стойкой активности широкого спектра действия и потенциальной дополнительной урожайности за счет увеличения продолжительности вегетационного периода (Gooding et al., 2000). Однако после обнаружения устойчивых изолятов в полевых популяциях *Z. tritici* в 2002 году (Fry, Milgroom, 1990), QoIs было разрешено использовать только в смесях с DMIs, максимум два опрыскивания за сезон, чтобы замедлить развитие резистентности и обеспечить эффективную борьбу с болезнями. Как следствие снижения эффективности QoIs, сдерживание болезней в настоящее время в значительной степени зависит от DMI.

ПРАКТИЧЕСКИЕ РЕКОМЕНДАЦИИ ПО РЕАЛИЗАЦИИ АНТИРЕЗИСТЕНТНОЙ СТРАТЕГИИ, СНИЖАЮЩЕЙ РИСК ВОЗНИКНОВЕНИЯ УСТОЙЧИВОСТИ ФИТОПАТОГЕНА *ZYMOSEPTORIA TRITICI* К ТРИАЗОЛАМ И СТРОБИЛУРИНАМ

Антирезистентные стратегии применения фунгицида должны быть разработаны еще до его выхода на рынок. Подобные рекомендации формируются на основании результатов, полученных в ходе фитопатологических, биохимических и популяционно-генетических исследований (Hawkins, Fraaije, 2018). Стоит отметить, что первые препараты, созданные

на основе действующих веществ из химического класса стробилуринов, появившиеся на рынке в 1996 году, применялись без учета возможного формирования устойчивости к ним у различных фитопатогенов. Это привело в течение 3–4 лет к накоплению в популяциях устойчивых к стробилуринам изолятов *Z. tritici* (АНДВ, 2023).

Основными факторами, влияющими на скорость возникновения и развития устойчивости, являются химическая структура, механизм действия, частота, норма (особенно максимальная) и способ применения (отдельно, в виде баковых смесей или в чередовании с препаратами другого механизма действия) фунгицида, генетическое разнообразие в популяции патогена, жизнеспособность и агрессивность устойчивых мутантов, соблюдение севооборотов на полях и климатические условия зернопроизводящего региона (Shherbakova, 2019).

Риск возникновения устойчивости помогут снизить соблюдение нескольких общих рекомендаций (Brent, Hollomon, 2007; Hawkins, Fraaije, 2018). Подавление роста и размножения устойчивых биотипов грибов обеспечивается химическим разнообразием препаратов. Селекционное давление на популяцию патогена позволяет снизить ограничение химических обработок за сезон (проведение их только в случае необходимости). Следование регламентам применения фунгицидов, установленным фирмами-производителями, а также применение чередования или смеси фунгицидов с различным механизмом действия при первых признаках снижения эффективности препарата. Проведение данных мероприятий позволит существенно снизить частоту устойчивых изолятов в популяциях фитопатогенов. Для профилактики развития устойчивости у возбудителей септориоза не следует применять QoI-фунгициды отдельно, а только в смесях, особенно с триазолами, что также снижает развитие устойчивости у грибов к DMI-фунгицидам (Fraaije et al., 2003). Для более эффективной борьбы с резистентными штаммами возбудителей желательнее, чтобы один из компонентов в смеси представлял из себя фунгицид с многосайтовым действием на грибы (Hawkins, Fraaije, 2018).

Помимо химических обработок посевов зерновых, важно комбинировать элементы интегрированной защиты, включающие в себя биологические, агротехнические и иммунологические методы защиты растений. Эти подходы позволяют задерживать, а не предотвращать накопление резистентных штаммов в популяциях грибов (Brent, Hollomon, 1998; Tjuterev, 2001; Tjuterev, 2010). Региональное распространение устойчивых изолятов зависит от многих факторов, в том числе от способности гриба распространяться

на большие территории, что *Z. tritici* осуществляет с помощью аско- и пикноспор. В связи с этим заслуживает внимания “лоскутная” стратегия, предполагающая оставление некоторых полей необработанными или обработанными различными фунгицидами, не обладающими общим механизмом действия. Иначе может возникнуть перекрестная устойчивость у возбудителей болезней – явление, при котором патоген, устойчивый к одному противомикробному соединению, также устойчив к одному или нескольким другим действующим веществам (Parnell et al., 2006).

В антирезистентной стратегии применения фунгицидов присутствуют также рекомендации относительно применения препаратов с действующими веществами из определенных химических классов. Например, для предотвращения развития устойчивости к стробилуринам рекомендуется проведение не более двух-трех обработок подряд этими препаратами при разрыве между блоками обработок не менее двух обработок препаратами с действующими веществами из других химических групп, а также их использование на площади 30–50% от общей обрабатываемой (Brent, Hollomon, 1998).

Для предотвращения развития резистентности к фунгицидам из химического класса триазолов рекомендуют использование их смесей в сочетании с действующими веществами из химических групп хлорнитрилы (хлороталонил), ингибиторами сукцинатдегидрогеназы (SDHI-фунгицидами) и ингибиторы переноса электронов от цитохрома b к цитохрому c1 на внутренней мембране митохондрий (QiI-фунгициды – Quinone inside Inhibitors). Кроме того, комбинированные препараты с триазолами рекомендуется применять в случае проведения повторных обработок после применения препаратов, содержащих активные компоненты только из этого химического класса. Риск развития резистентности к этой группе фунгицидов снижается также за счет уменьшения количества обработок этими препаратами при обязательном соблюдении рекомендуемой нормы применения (Fungicide resistance..., 2023). Способность устойчивых к триазолам форм грибов к развитию на листьях также резко снижает применение первыми в вегетационном сезоне препаратов на основе стробилуринов. Это происходит благодаря снижению селекционного давления из-за низкого уровня содержания инокулюма в начале вегетации растений (Tyuterev, 2001).

В 2020 г. появился новый азол – мефентрифлюконазол (Bryson et al., 2018), он был представлен на европейском рынке. Как показано в нескольких исследованиях, проведенных в ряде европейских стран, новое действующее вещество заменит некоторые другие азолы из-за его высокой эффективности в отношении

Z. tritici (Jørgensen et al., 2020). Мефентрифлюконазол превосходил четыре протестированных в полевых условиях вместе с ним азола по сдерживанию септориозной пятнистости пшеницы. Исследования *in vitro* показали его эффективность при совместном применении с дифеноконазолом (Heick et al., 2020). Введение ингибитора хинона (QoI) фенпиноксамида в препарат (Owen et al., 2017) и нового поколения фунгицидов QoI, таких как метилтетрапрола (Suemoto et al., 2019), предоставляет варианты для разнообразной и успешной защиты сельскохозяйственных посевов (Jørgensen et al., 2021).

Таким образом, предлагаемые методы стратегии предотвращения или отсрочки возникновения резистентности грибов к фунгицидам включают: 1) корректное и точное применение рекомендуемой дозы фунгицида; 2) ограничение частоты применения фунгицидов; 3) использование смесей фунгицидов: комбинирование двух или более фунгицидов с разными механизмами действия может повысить эффективность контроля и снизить вероятность развития резистентности; 4) использование чередования фунгицидов: при чередовании различных фунгицидов с разными механизмами действия можно предотвратить или отсрочить развитие резистентности, т.к. грибы могут иметь различную чувствительность к разным фунгицидам; 5) эффективная стратегия может включать комбинацию вышеперечисленных методов, чтобы усилить контроль над грибными патогенами и снизить вероятность развития резистентности.

Важно использовать эти методы в сочетании с хорошими практиками управления, такими как соблюдение ротации культур, соблюдение санитарных мероприятий, чтобы снизить давление грибных патогенов и общую вероятность развития резистентности к фунгицидам (Gisi et al., 2002; Pereira et al., 2020).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Применение фунгицидов в растениеводстве началось во второй половине XIX в. Использование фунгицидов способствует обеспечению продовольственной безопасности и повышению продуктивности сельскохозяйственных культур. Однако с появлением фунгицидов также возникли проблемы резистентности. Фитопатогенные грибы могут приобретать устойчивость к различным классам фунгицидов, что ограничивает их эффективность.

Такие классы как триазолы и стробилурины не являются исключением, и, согласно рейтингу FRAC, риск развития резистентности к ним у гриба *Z. tritici* оценивается как средний и высокий. Возникновение и развитие резистентности к этим фунгицидам началось спустя несколько лет после выхода на рынок

и широкого применения препаратов на их основе. Это повлияло на микроэволюционные процессы в популяциях *Z. tritici* в сторону появления и распространения мутантов, обладающих устойчивостью к действующим веществам применяемых фунгицидов. Генетические механизмы, обеспечивающие устойчивость гриба к триаколам и стробилуринам, главным образом, основаны на возникновении мутаций в генах-мишенях гриба, появлении вставок в их промоторах.

Для снижения риска развития резистентности и поддержания эффективности фунгицидов рекомендуется использовать антирезистентные стратегии. Они включают разнообразие препаратов, снижение селекционного давления на популяцию патогена, путем ограничения химических обработок посевов, соблюдение регламентов применения фунгицидов, а также использование чередования или смесевых препаратов с компонентами различного механизма действия. Кроме того, важно комбинировать химические обработки с другими методами интегрированной защиты растений.

В целом понимание генетических механизмов резистентности к триаколам и стробилуринам у *Z. tritici* является важным для разработки эффективных стратегий управления резистентностью и поддержания эффективности фунгицидов. Дальнейшие исследования в этой области помогут разработать новые препараты и методы борьбы с фитопатогенами, позволяющее обеспечить устойчивое и продуктивное растениеводство.

Работа выполнена при поддержке Российского научного фонда, проект № 19-76-30005.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- AHDB. *Septoria tritici* in winter wheat. <https://ahdb.org.uk/knowledge-library/septoria-tritici-in-winter-wheat>. Accessed 08.09.2023.
- Albertini C., Gredt M., Leroux P. Mutations of the beta-tubulin gene associated with different phenotypes of benzimidazole resistance in the cereal eyespot fungi *Tapesia yallundae* and *Tapesia acuformis*. Pesticide Biochem. Physiol. 1999. V. 64(1). P. 17–31. <https://doi.org/10.1006/pest.1999.2406>
- Bartlett D.W., Clough J.M., Godwin J.R. et al. The strobilurin fungicides. Pest Manag. Sci. 2002. V. 58(7). P. 649–662. <https://doi.org/10.1002/ps.520>
- Ben M'Barek S., Laribi M., Kouki H. et al. Phenotyping Mediterranean durum wheat landraces for resistance to *Zymoseptoria tritici* in Tunisia. Genes. 2022. V. 13(2). Art. 355. <https://doi.org/10.3390/genes13020355>
- Blake J.J., Gosling P., Fraaije B.A. et al. Changes in field dose-response curves for demethylation inhibitor (DMI) and quinone outside inhibitor (QoI) fungicides against

- Zymoseptoria tritici*, related to laboratory sensitivity phenotyping and genotyping assays. *Pest Manag. Sci.* 2018. V. 74(2). P. 302–313.
<https://doi.org/10.1002/ps.4725>
- Brent K.J., Hollomon D.W. Fungicides resistance in crop pathogens. How can it managed? FRAC monograph N1. Bristol, 2007.
- Brent K.J., Hollomon D.W. Fungicides resistance: the assessment of risk. FRAC monograph N2. Bristol, 1998.
- Brown J.K., Chartrain L., Lasserre-Zuber P. et al. Genetics of resistance to *Zymoseptoria tritici* and applications to wheat breeding. *Fungal Genet. Biol.* 2015. V. 79. P. 33–41.
<https://doi.org/10.1016/j.fgb.2015.04.017>
- Bryson R.J., Stammler G., Hu A. et al. Mefentrifluconazole – the first isopropanol-azole fungicide for the control of *Zymoseptoria tritici* including field isolates with known complex CYP51 haplotypes. In: 12e Conference Int. sur les Mal. des Plantes. Paris, 2018. pp. 222–231.
- Cools H.J., Fraaije B.A. Update on mechanisms of azole resistance in *Mycosphaerella graminicola* and implications for future control. *Pest Manag. Sci.* 2013. V. 69(2). P. 150–155.
<https://doi.org/10.1002/ps.3348>
- Cools H.J., Fraaije B.A., Bean T.P. et al. Transcriptome profiling of the response of *Mycosphaerella graminicola* isolates to an azole fungicide using cDNA microarrays. *Molecular Plant Pathol.* 2007. V. 8(5). P. 639–651.
<https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2007.00411.x>
- Creissen H.E., Jones P.J., Tranter R.B. et al. Measuring the unmeasurable? A method to quantify adoption of integrated pest management practices in temperate arable farming systems. *Pest Manag. Sci.* 2019. V. 75(12). P. 3144–3152.
<https://doi.org/10.1002/ps.5428>
- Ficke A., Cowger C., Bergstrom G. et al. Understanding yield loss and pathogen biology to improve disease management: *Septoria nodorum* blotch – a case study in wheat. *Plant Disease.* 2018. V. 102(4). P. 696–707.
<https://doi.org/10.1094/pdis-09-17-1375-fe>
- Fraaije B.A., Burnett F.J., Clark W.S. et al. Resistance development to QoI inhibitors in populations of *Mycosphaerella graminicola* in the UK. In: H.W. Dehne etc. (eds). Modern fungicides and antifungal compounds IV: Proceedings of the 14th International Reinhardtsbrunn Symposium, Friedrichroda, 2–29 April 2004. British Crop Protection Council (BCPC), 2005, pp. 63–71.
- Fraaije B.A., Butters J.A., Coelho J.M. et al. Following the dynamics of strobilurin resistance in *Blumeria graminis* f. sp. *tritici* using quantitative allele-specific real-time PCR measurements with the fluorescent dye SYBR Green I. *Plant Pathol.* 2002. V. 51(1). P. 45–54.
<https://doi.org/10.1046/j.0032-0862.2001.00650.x>
- Fraaije B.A., Cools H.J., Fountaine J. et al. Role of ascospores in further spread of QoI-resistant cytochrome b alleles (G143A) in field populations of *Mycosphaerella graminicola*. *Phytopathology.* 2005. V. 95(8). P. 933–941.
<https://doi.org/10.1094/phyto-95-0933>
- Fraaije B.A., Lucas J.A., Clark W.S., Burnett F.J. QoI resistance development in populations of cereal pathogens in the UK. In: Proceedings BCPC International Congress. Crop Science and Technology, Glasgow, 2003, pp. 689–694.
- FRAC Code list. 2019. P. 1–17. https://www.frac.info/docs/default-source/publications/frac-code-list/frac-code-list-2022-final.pdf?sfvrsn=b6024e9a_2. Accessed 08.09.2023.
- Fry W.E., Milgroom M.G. Population biology and management of fungicide resistance. American Chemical Society. 1990. P. 275–285.
<https://doi.org/10.1021/bk-1990-0421.ch019>
- Fungicide resistance management in cereals. 2023. P. 1–28. <https://projectblue.blob.core.windows.net/media/Default/Imported%20Publication%20Docs/AHDB%20Cereals%20&%20Oilseeds/Disease/FRAG/FRAG%20Fungicide%20resistance%20management%20in%20cereals%20guidelines%202023.pdf>. Accessed 08.09.2023.
- Garnault M., Duplaix C., Leroux P. et al. Spatiotemporal dynamics of fungicide resistance in the wheat pathogen *Zymoseptoria tritici* in France. *Pest Manag. Sci.* 2019. V. 75. P. 1794–1807.
<https://doi.org/10.1002/ps.5360>
- Gisi U., Pavic L., Stanger C. et al. Dynamics of *Mycosphaerella graminicola* populations in response to selection by different fungicides. In: H.W. Dehne etc. (eds). Modern fungicides and antifungal compounds IV Alton, 2005, pp. 73–80.
- Gisi U., Sierotzki H., Cook A. et al. Mechanisms influencing the evolution of resistance to Qo inhibitor fungicides. *Pest Manag. Sci.* 2002. V. 58(9). P. 859–867.
<https://doi.org/10.1002/ps.565>
- Gooding M.J., Dimmock J., France J. et al. Green leaf area decline of wheat flag leaves: The influence of fungicides and relationships with mean grain weight and grain yield. *Anals Appl. Biol.* 2000. V. 136(1). P. 77–84.
<https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2000.tb00011.x>
- Gorkovenko V.S., Mohova L.M., Smolyanaya N.M. Changes in the species composition of fungi of the genus *Septoria* in the Kuban. *Zashchita i karantin rasteniy.* 2005. V. 3. P. 57. (In Russ.).
- Grishechkina L.D., Dolzhenko V.I., Kungurceva O.V. Fungicides for the protection of vegetating grain crops. *Zashchita i karantin rasteniy.* 2022. V. 2. P. 37–56. (In Russ.).
- Hailemariam B.N., Kidane Y., Ayalew A. Epidemiological factors of *Septoria tritici* blotch (*Zymoseptoria tritici*) in durum wheat (*Triticum turgidum*) in the highlands of Wollo, Ethiopia. *Ecol. Processes.* 2020. V. 9. P. 61.
<https://doi.org/10.1186/s13717-020-00258-1>
- Hawkins N.J., Fraaije B.A. Fitness penalties in the evolution of fungicide resistance. *Ann. Rev. Phytopathology.* 2018. V. 56. P. 339–360.
<https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080417-050012>
- Heick T.M., Matzen N., Jørgensen L.N. Reduced field efficacy and sensitivity of demethylation inhibitors in the Danish and Swedish *Zymoseptoria tritici* populations. *Europe. Plant Pathol.* 2020. V. 157. P. 625–636.
<https://doi.org/10.1007/s10658-020-02029-2>

- Huf A., Rehfus A., Lorenz K.H. et al. Proposal for a new nomenclature for CYP51 haplotypes in *Zymoseptoria tritici* and analysis of their distribution in Europe. *Plant Pathol.* 2018. V. 67(8). P. 1706–1712. <https://doi.org/10.1111/ppa.12891>
- Jørgensen L.N., Heick T.M., Matzen N. et al. Disease control in cereals. 2020. V. 167. DCA Report. P. 17–57.
- Jørgensen L.N., Hovmøller M.S., Hansen J.G. et al. IPM strategies and their dilemmas including an introduction to www.eurowheat.org. *J. Integrative Agriculture*. 2014. V. 13(2). P. 265–281. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(13\)60646-2](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(13)60646-2)
- Jørgensen L.N., Matzen N., Heick T.M. et al. Decreasing azole sensitivity of *Z. tritici* in Europe contributes to reduced and varying field efficacy. *J. Plant Diseases. Protect.* 2021. V. 128. P. 287–301. <https://doi.org/10.1007/s41348-020-00372-4>
- Kildea S., Hellin P., Heick Th.M., Hutton F. Baseline sensitivity of European *Zymoseptoria tritici* populations to the complex III respiration inhibitor fenpicoxamid. *Pest Manag. Science*. 2022. V. 78 (11). P. 4419–5041. <https://doi.org/10.1002/ps.7067>
- Kildea S., Marten-Heick T., Grant J. et al. A combination of target-site alterations, overexpression and enhanced efflux activity contribute to reduced azole sensitivity present in the Irish *Zymoseptoria tritici* population. *Eur. J. Plant Pathol.* 2019. V. 154. P. 529–540. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01676-4>
- Krupinsky J.M., Tanaka D.L., Lares M.T. et al. Leaf spot diseases of barley and spring wheat as influenced by preceding crops. *Agronomy J.* 2004. V. 96(1). P. 259–266. <https://doi.org/10.2134/agronj2004.2590>
- Kutcher H.R., Turkington T.K., McLaren D.L. et al. Fungicide and cultivar management of leaf spot diseases of winter wheat in Western Canada. *Plant Disease*. 2018. V. 102(9). P. 1828–1833. <https://doi.org/10.1094/pdis-12-17-1920-re>
- Leroux P., Walker A.S. Multiple mechanisms account for resistance to sterol 14 α -demethylation inhibitors in field isolates of *Mycosphaerella graminicola*. *Pest Manag. Sci.* 2011. V. 67(1). P. 44–59. <https://doi.org/10.1002/ps.2028>
- Lucas J.A., Hawkins N.J., Fraaije B.A. The evolution of fungicide resistance. *Adv. Applied Microbiol.* 2015. V. 90. P. 29–92. <https://doi.org/10.1016/bs.aambs.2014.09.001>
- Lynch J.P., Glynn E., Kildea S. et al. Yield and optimum fungicide dose rates for winter wheat (*Triticum aestivum* L.) varieties with contrasting ratings for resistance to *Septoria tritici* blotch. *Field Crops Res.* 2017. V. 204. P. 89–100. <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2017.01.012>
- Ma Z., Michailides T.J. Advances in understanding molecular mechanisms of fungicide resistance and molecular detection of resistant genotypes in phytopathogenic fungi. *Crop Protection*. 2005. V. 24(10). P. 853–863. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2005.01.011>
- Mäe A., Fillinger S., Sooväli P. et al. Fungicide sensitivity shifting of *Zymoseptoria tritici* in the Finnish-Baltic region and a novel insertion in the MFS1 promoter. 2020. *Front. Plant Sci.* V. 11. P. 385. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00385>
- Mavroëidi V.I., Shaw M.W. Sensitivity distributions and cross-resistance patterns of *Mycosphaerella graminicola* to fluquinconazole, prochloraz and azoxystrobin over a period of 9 years. *Crop Protection*. 2005. V. 24(3). P. 259–266.
- McDonald M.C., Renkin M., Spackman M. et al. Rapid parallel evolution of azole fungicide resistance in Australian populations of the wheat pathogen *Zymoseptoria tritici*. *Appl. Environ. Microbiol.* 2019. V. 85(4). P. e01908–18. <https://doi.org/10.1128/AEM.01908-18>
- Molecular biological detection of mutations conferring QoI resistance in *Zymoseptoria tritici* via Pyrosequencing. 2023. https://www.frac.info/docs/default-source/monitoring-methods/approved-methods/septtr-pyro-monitoring-method-bayer-201604f42b2c512362eb9a1eff00004acf5d.pdf?sfvrsn=aad7499a_2. Accessed 08.09.2023.
- Molecular genetic detection of G143A mutation conferring QoI resistance in *Zymoseptoria tritici* in wheat leaves samples. 2023. https://www.frac.info/docs/default-source/monitoring-methods/approved-methods/septtr-q-pcr-monitoring-method-syngenta-2015.pdf?sfvrsn=a0d7499a_2. Accessed 08.09.2023.
- Mullins J.G.L., Parker J.E., Cools H.J. et al. Molecular modelling of the emergence of azole resistance *Mycosphaerella graminicola*. *PLOS One*. 2011. V. 6. P. e20973. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0020973>
- Mutations associated with QoI-resistance, FRAC. 2023. <https://www.frac.info/docs/default-source/working-groups/qoi-quick-references/mutations-associated-with-qo-resistance.pdf>. Accessed 15.11.2023.
- Ouaja M., Bahri B.A., Ferjaoui S. et al. Unlocking the story of resistance to *Zymoseptoria tritici* in Tunisian old durum wheat germplasm based on population structure analysis. *BMC Genomics*. 2023. V. 24. P. 328. <https://doi.org/10.1186/s12864-023-09395-1>
- Owen W.J., Yao C., Myung K. et al. Biological characterisation of fenpicoxamid, a new fungicide with utility in cereals and other crops. *Pest Manag. Sci.* 2017. V. 73. P. 2005–2016. <https://doi.org/10.1002/ps.4588>
- Paholkova E.V., Salnikova N.N. Frequency of occurrence of potentially dangerous races in regional populations of *Zymoseptoria tritici* on wheat crops. *Agrarnaya nauka*. 2019. V. 1. P. 99–103. <https://doi.org/10.32634/0869-8155-2019-326-1-99-103> (In Russ.)
- Parnell S., van der Bosch F., Gilligan C.A. Large-scale fungicide spray heterogeneity and the regional spread of resistant pathogen strains. *Phytopathology*. 2006. V. 96(5). P. 549–555. <https://doi.org/10.1094/phyto-96-0549>
- Pasko T.I. The effectiveness of fungicides against septoria on winter wheat. *Int. J. Humanities Nat. Sci.* 2018. V. 3. P. 147–149 (In Russ.)

- Pereira D., McDonald B.A., Croll D. The genetic architecture of emerging fungicide resistance in populations of a global wheat pathogen. *Genome Biol. Evol.* 2020. V. 12(12). P. 2231–2244.
<https://doi.org/10.1093/gbe/evaa203>
- Ponomarenko A., Goodwin S.B., Kema G.H.J. *Septoria tritici* blotch (STB) of wheat. *Plant Health Instructor*. 2011.
<https://doi.org/10.1094/PHI-I-2011-0407-01>
- Saintenac C., Cambon F., Aouini L. et al. A wheat cysteine-rich receptor-like kinase confers broad-spectrum resistance against *Septoria tritici* blotch. *Nature Communications*. 2021. V. 12. P. 433.
<https://doi.org/10.1038/s41467-020-20685-0>
- Sanin S.S., Ibragimov T.Z., Strizhekozin Yu.A. The method of calculating wheat yield losses due to diseases. *Zashchita i karantin rasteniy*. 2018. V. 1. P. 11–15. (In Russ.).
- Shherbakova L.A. Development of resistance to fungicides in phytopathogenic fungi and their chemosensibilization as a way to increase the protective effectiveness of triazoles and strobilurines (review). *Selskokhozyaystvennaya biologiya*. 2019. V. 54(5). P. 875–891.
<https://doi.org/10.15389/agrobiology.2019.5.875rus> (In Russ.)
- Shkel T.V., Vasilevskaja A.V., Gilep A.A. et al. Molecular analysis of sterol 14- α -demethylase (cyp51) of pathogenic fungi causing nosocomial infections. *Trudy Belorusskogo Gosudarstvennogo universiteta*. 2013. V. 8(1). P. 152–158. (In Russ.).
- Sierotzki H., Frey R., Wullschlegler J. et al. Cytochrome *b* gene sequence and structure of *Pyrenophora teres* and *P. tritici-repentis* and implications for QoI resistance. *Pest Manag. Science*. 2006. V. 63. P. 225–233.
<https://doi.org/10.1002/ps.1330>
- Sierotzki H., Parisi S., Steinfeld U. et al. Mode of resistance to respiration inhibitors at the cytochrome *bc1* enzyme complex of *Mycosphaerella fijiensis* field isolates. *Pest Manag. Sci.* 2000. V. 56(10). P. 833–841.
[https://doi.org/10.1002/1526-4998\(200010\)56:10<833::AID-PS200>3.0.CO;2-Q](https://doi.org/10.1002/1526-4998(200010)56:10<833::AID-PS200>3.0.CO;2-Q)
- Sierotzki H., Wullschlegler J., Gisi U. Point mutation in cytochrome *b* gene conferring resistance to strobilurin fungicides in *Erysiphe graminis* f. sp. *tritici* isolates. *Pesticide Biochem. Physiol.* 2000. V. 68(2). P. 107–112.
<https://doi.org/10.1006/pest.2000.2506>
- Suemoto H., Matsuzaki Y., Iwahashi F. Metiltetraprole, a novel putative complex III inhibitor, targets known QoI-resistant strains of *Zymoseptoria tritici* and *Pyrenophora teres*. *Pest Manag. Sci.* 2019. V. 75(4). P. 1181–1189.
<https://doi.org/10.1002/ps.5288>
- Tyuterev S.L. Mechanisms of action of fungicides on phytopathogenic fungi. Niva, SPb., 2010. (In Russ.).
- Tyuterev S.L. Problems of resistance of pathogens to new fungicides. *Plant protection news*. 2001. V. 1. P. 38–53. (In Russ.).
- Toropova E. Yu., Kazakova O.A., Piskarev V.V. *Septoria* blotch epidemic process on spring wheat varieties. *Vavilov Journal of Genetics and Breeding*. 2020. V. 24(2). P. 139–148.
<https://doi.org/10.18699/VJ20.609>
- Torriani S.F., Brunner P.C., McDonald B.A. et al. QoI resistance emerged independently at least 4 times in European populations of *Mycosphaerella graminicola*. *Pest Manag. Sci.* 2009. V. 65(2). P. 155–162.
<https://doi.org/10.1002/ps.1662>
- Torriani S.F., Melichar J.P., Mills C. et al. *Zymoseptoria tritici*: A major threat to wheat production, integrated approaches to control. *Fungal Genet. Biol.* 2015. V. 79. P. 8–12.
<https://doi.org/10.1016/j.fgb.2015.04.010>
- Volkova G.V., Gladkova E.V., Kim J.S. et al. Effectiveness of Vitalon, CS AND Klad, CS protectants on winter wheat against seed and soil infection. *Risovodstvo*. 2020. V. 4 (49). P. 49–56.
<https://doi.org/10.33775/1684-2464-2020-49-4-49-56> (In Russ.)
- Wheeler I.E., Kendall S.J., Butters J. et al. Using allele-specific oligonucleotide probes to characterize benzimidazole resistance in *Rhynchosporium secalis*. *Pesticide Science*. 1995. V. 43(3). P. 201–209.
<https://doi.org/10.1002/ps.2780430305>
- Yang N., Ovenden B., Baxter B. et al. Multi-stage resistance to *Zymoseptoria tritici* revealed by GWAS in an Australian bread wheat diversity panel. *Front. Plant Sci.* 2022. V. 13. Art. 990915.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2022.990915>
- Zasorina Je.V., Tysjachnik M.A. The effectiveness of the autumn application of fungicides on winter wheat crops in the conditions of the Central Chernozem region. *Vestnik Kurskoy gosudarstvennoy selskohozyaystvennoy akademii*. 2020. V. 9. P. 62–67. (In Russ.).
- Zeleneva Yu.V., Ablova I.B., Sudnikova V.P. et al. Species composition of wheat *Septoria* pathogens in the European Part of Russia and identifying *SnToxA*, *SnTox1* and *SnTox3* effector genes. *Mikologiya i fitopatologiya*. 2022. V. 56 (6). P. 441–447.
<https://doi.org/10.31857/S0026364822060113> (In Russ.)
- Волкова Г.В., Гладкова Е.В., Ким Ю.С. и др. (Volkova et al.) Эффективность протравителей Виталон, КС И КЛАД, КС на озимой пшенице против семенной и почвенной инфекции // Рисоводство. 2020. 4(49). С. 49–56.
- Горьковенко В.С., Мохова Л.М., Смоляная Н.М. (Gorkovenko et al.) Изменения видового состава грибов рода *Septoria* на Кубани // Защита и карантин растений. 2005. 3. С. 57.
- Гришечкина Л.Д., Долженко В.И., Кунгурцева О.В. (Grishchekina et al.) Фунгициды для защиты вегетирующих зерновых колосовых культур // Защита и карантин растений. 2022. 2. С. 37–56.
- Засорина Э.В., Тысячник М.А. (Zasorina et al.) Эффективность осеннего применения фунгицидов на посевах озимой пшеницы в условиях Центрального Черноземья // Вестник Курской государственной сельскохозяйственной академии. 2020. 9. С. 62–67.
- Зеленева Ю.В., Аблова И.Б., Судникова В.П. и др. (Zeleneva et al.) Видовой состав возбудителей септориозов пшеницы в европейской части России и идентификация

- генов-эффекторов SnToxA, SnTox1 и SnTox3 // Микология и фитопатология. 2022. 56(6). С. 441–447.
- Пасько Т.И. (Pasko) Эффективность фунгицидов против септориоза на озимой пшенице. Международный журнал гуманитарных и естественных наук. 2018. 3. С. 147–149.
- Пахолкова Е.В., Сальникова Н.Н. (Pakholkova, Salnikova) Частота встречаемости потенциально опасных рас в региональных популяциях *Zymoseptoria tritici* на посевах пшеницы // Аграрная наука. 2019. Т. 1. С. 99–103.
- Санин С.С., Ибрагимов Т.З., Стрижекозин Ю.А. (Sanin et al.) Метод расчета потерь урожая пшеницы от болезней // Защита и карантин растений. 2018. 1. С. 11–15.
- Тютерева С.Л. (Tyutereva) Механизмы действия фунгицидов на фитопатогенные грибы. СПб.: Нива, 2010. 170 с.
- Тютерева С.Л. (Tyutereva) Проблемы устойчивости патогенов к новым фунгицидам // Вестник защиты растений. 2001. 1. С. 38–53.
- Шкель Т.В., Василевская А.В., Гилев А.А. и др. (Shkel et al.) Молекулярный анализ стерол 14- α -деметилаз (суп51) патогенных грибов, вызывающих нозокомиальные инфекции // Труды Белорусского Государственного университета. 2013. 8(1). С. 152–158.
- Щербак Л.А. (Shcherbakova) Развитие резистентности к фунгицидам у фитопатогенных грибов и их хемосенсибилизация как способ повышения защитной эффективности триазолов и стробилуринов (обзор) // Сельскохозяйственная биология. 2019. Т. 54. № 5. С. 875–891.

Peculiarities of Emergence, Development and Genetic Mechanisms of Resistance Manifestation Towards Fungicides from the Chemical Classes of Triazoles and Strobilurins Among the Representatives of *Zymoseptoria tritici* (A Review)

N. G. Zubko^{1,#}, Yu. V. Zeleneva^{1,##}, E. A. Konkova^{2,###},
L. M. Mokhova^{3,####}, and N. N. Dubrovskaya^{4,#####}

¹ All-Russian Institute of Plant Protection, St. Petersburg, Russia

² Federal Center of Agriculture Research of the South-East Region, Saratov, Russia

³ National Center of Grain named after P.P. Lukyanenko, Krasnodar, Russia

⁴ I.V. Michyurin Federal Scientific Center, Tambov, Russia

#e-mail: sacura0@yandex.ru

##e-mail: zelenewa@mail.ru

###e-mail: baukenowaea@mail.ru

####e-mail: mohovalubov@mail.ru

#####e-mail: natalya.dubrovskaya@yandex.ru

Grain production serves as an important strategic resource of the Russian Federation, it is a fundamental branch of agricultural production. In order to get a high and stable yield, it is necessary to carry out protective measures for crops against various diseases. In recent years, leaf-stem diseases of grain crops stand out as the most harmful ones in agrocoenoses. They significantly decrease crop yield. Not only do they rapidly spread around multiple regions of the Russian Federation, but they encompass other grain-producing countries as well. *Zymoseptoria tritici* is a dangerous fungal phytopathogen that causes Septoria blotches among wheat, triticale, barley and rye. Within several decades, some significant progress has been made in the process of genetic control of wheat resistance to *Z. tritici*. However, due to the presence of favorable weather conditions contributing to the development of fungal infections, in order to prevent crop loss together with decrease in the quality of agricultural produce, from one to several fungicide treatments have to be implemented. Russian and foreign scientists have noted a tendency of *Z. tritici* to increase resistance to some fungicides, which poses a problem with the successful implementation of efficient plant protection measures. Such classes as triazoles and strobilurins are no exception, and according to the FRAC rating, the risk of developing resistance to them is assessed as medium in the former and high in the latter, accordingly. Increasing problems caused by fungicide resistance in *Z. tritici* populations pose a threat to further wheat production. The purpose of the present research is to analyze modern literature data on the emergence of resistance to fungicides from the chemical classes of triazoles and strobilurins in *Z. tritici*. The given review examines the genetic mechanisms of resistance that appear in the phytopathogen; examples of monitoring studies of fungal resistance in various countries are provided alongside with practical recommendations on the implementation of anti-resistance strategies. The success of creating such strategies is impossible without knowledge of the pathogen population structure, cultivar resistance, regional agro-ecological peculiarities of the pathogen development and crop cultivation or the biological commercial and economic efficiency of protection means and methods.

Keywords: DMI-fungicides, fungi resistance to fungicides, QoI-fungicides, *Septoria tritici* blotch, wheat

СОВМЕСТНОЕ КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ГРИБОВ И МИКРОВОДОРОСЛЕЙ ДЛЯ БИОТЕХНОЛОГИЙ

© 2024 г. Н. А. Оганесян^{1,*}, А. В. Кураков^{2,**}, Н. С. Хачатурян^{1,***}, С. А. Геворгян^{1,****},
Р. Э. Матевосян^{3,*****}, В. А. Багиян^{1,*****}

¹ Научно-производственный центр “Армбиотехнология” Национальной академии наук Армении, 0056 Ереван, Армения

² Московский государственный университет им. М. В. Ломоносова, 119234 Москва, Россия

³ Ереванский государственный университет, 0025 Ереван, Армения

*e-mail: nelliog@yahoo.fr

**e-mail: kurakov57@mail.ru

***e-mail: nune.khachaturyan@inbox.ru

****e-mail: sgevork@yahoo.com

*****e-mail: matevosyanruzanna@ysu.am

*****e-mail: valbeg@mail.ru

В обзоре рассмотрены результаты исследований последнего десятилетия по совместному культивированию грибов и микроводорослей. В нем кратко изложены механизмы взаимодействия грибов и микроскопических водорослей при ассоциативном культивировании и приемы формирования флоккул. Ключевое значение для биотехнологий имеют способность грибов и водорослей формировать гранулы (флоккулы), которые можно легко отделить от культуральной жидкости. Синергический эффект этих взаимоотношений приводит к увеличению накопления биомассы, синтеза липидов, полиненасыщенных жирных кислот, других метаболитов, а также к удалению различных поллютантов из сточных вод. Состав получаемых продуктов можно оптимизировать путем подбора штаммов и условий культивирования. Пока в этом направлении проведены преимущественно успешные лабораторные эксперименты, которые необходимо расширять и переходить к производственным проектам. Для крупномасштабного применения этих систем следует продолжить исследования механизмов взаимодействия грибов и микроводорослей, их метаболизма, регуляции биосинтетических процессов современными методами микробиологии, протеомики, а также разрабатывать инженерные решения для их культивирования.

Ключевые слова: агрегаты, грибы, жирные кислоты, липиды, микроводоросли, очистка сточных вод, совместное культивирование, флоккулы

DOI: 10.31857/S0026364824060029, **EDN:** uoioqc

ВВЕДЕНИЕ

Микроводоросли и грибы — перспективные организмы для получения кормов, биоудобрений, фармакологически активных соединений, биотоплива. Они способны утилизировать различные органические и неорганические соединения, в том числе стойкие токсичные вещества в сточных водах (Slusarczyk et al., 2021). Исследования последних лет указывают, что биотехнологии очистки стоков, производство биотоплива и других востребованных продуктов могут быть существенно улучшены при применении совместного культивирования грибов и микроскопических водорослей (микроводорослей).

Многие грибы формируют гранулы-флоккулы при росте на жидких средах (Zhang, Zhang, 2016).

Обнаружено, что и при совместном выращивании грибов и микроводорослей могут образовываться гранулы из мицелия и клеток этих организмов, и они способны к длительному существованию (Hultberg et al., 2019). Феномен образования гранул-пеллет при ассоциированном росте грибов и микроводорослей имеет хорошие перспективы применения в ряде биотехнологий. Путем совместного культивирования микроскопических водорослей и грибов можно увеличить скорость их роста, продукцию липидов и жирных кислот, других метаболитов и эффективность удаления опасных органических соединений и тяжелых металлов из сточных вод (Rashid et al., 2019). Помимо увеличения продукции биомассы и ценных веществ преимуществом таких технологий является легкость отделения агрегатов (флоккул, пеллет) от культуральной

жидкости или подвергаемых очистке жидких стоков традиционными методами, фильтрацией и др. (Gultom et al., 2014; Hultberg et al., 2019).

В обзоре даны результаты последних исследований по совместному культивированию грибов и микроводорослей, рассмотрены механизмы формирования флоккул этих микроорганизмов и перспективы их биотехнологического применения.

ВЗАИМОДЕЙСТВИЯ МИКРОВОДОРОСЛЕЙ И ГРИБОВ ПРИ СОВМЕСТНОМ КУЛЬТИВИРОВАНИИ

Грибные организмы известны своей способностью к флокуляции, посредством которой клетки микроводорослей могут быть захвачены и адсорбированы в агрегаты. Образование агрегатов (флоккул, пеллет) у определенных видов начинается сразу после прорастания спор и формирования мицелия в жидкой среде. Стабильность таких агрегатов зависит от их физико-химических свойств, гидрофобности, электростатических и химических взаимодействий клеточных стенок этих организмов (Zhang, Zhang, 2016). Сбалансированное сосуществование свободноживущих грибов и микроводорослей в жидкой среде может быть продолжительным при поддержании оптимальных условий, чего не всегда легко достичь. При их ухудшении, в частности, может начаться автолиз мицелия, и гранулы начнут исчезать (Espinosa-Ortiz et al., 2016). Показано, что обмен газами и питательными веществами повышает метаболическую активность грибов и микроводорослей и дает возможность их ассоциациям более эффективно утилизировать питательные вещества среды (Piercey-Normore, Athukorala, 2017). При совместном росте возрастает эффективность использования ресурсов, поскольку грибы потребляют сахара и питательные вещества, образующиеся в результате фотосинтеза микроводорослей, и, в свою очередь, биомасса водорослей увеличивается за счет потребления грибами выделяемых ими соединений (Muradov et al., 2015; Wang et al., 2021). Позитивное влияние в системе совместного культивирования обусловлено также тем, что грибы выделяют двуокись углерода, которая необходима для фотосинтетической активности водорослей, в то время как водоросли обеспечивают грибы кислородом, недостаток которого может возникать внутри агрегатов (Al-Juburi et al., 2022). В водной среде неорганический углерод в основном присутствует в форме HCO_3^- , который микроводоросли могут активно поглощать и преобразовывать непосредственно в CO_2 (Salbitani et al., 2020). Впоследствии они преобразуют CO_2 в органические

соединения посредством фотосинтеза и выделяют кислород. Кислород будет использоваться грибами для процесса дыхания, а органические соединения — для их роста, предотвращая снижение общей биомассы в стрессовых условиях.

Продукция грибами внеклеточных гидролитических ферментов, таких как целлюлазы, позволяет им использовать в качестве источника углерода клеточные стенки водорослей — важный источник углерода для синтеза свободных жирных кислот, необходимых для роста клеток и пролиферации (Lennen, Pflieger, 2013). В случае совместного культивирования гриба *Cunninghamella echinulata* с микроводорослью *Chlorella vulgaris* наблюдалась корреляция между накоплением биомассы и секрецией грибом целлюлаз, разрушающих клеточную стенку водоросли (Xie et al., 2013). В модельных ассоциациях на основе базидиальных грибов и фототрофных микроорганизмов обнаружены следующие изменения: расширялся спектр антибиотической активности экстрактов из культуральной жидкости и синтезируемых фенольных соединений у *Pleurotus ostreatus*, возрастала целлюлозолитическая активность, увеличивалось число зачатков примордиев по сравнению с монокультурой гриба (Smirnov, Lobakova, 2008).

Клеточная стенка микроводорослей и грибов состоит из различных полимеров, что способствует их адсорбции, электростатическим взаимодействиям, ионному обмену, образованию ими комплексов и хелатов. Образование агрегатов (флоккул) при совместном культивировании грибов и микроводорослей происходит в первую очередь благодаря электростатическим взаимодействиям клеток микроводорослей и грибов. Отрицательный заряд на поверхности водорослей обеспечивают фосфорные, фосфодиэфирные, аминные гидроксильные и карбоксильные функциональные группы, а поверхность грибов заряжена положительно благодаря полисахаридам (Gultom et al., 2014). Одноклеточные водоросли от 2 до 10 мкм диам. захватываются гифами грибов, отделяются от окружающей жидкости, что приводит в конечном итоге к формированию агрегатов (флоккул). При этом плотность популяции микроводорослей в жидкой среде снижается, что способствует их размножению (Wrede et al., 2014). В образовании агрегатов/флоккул определенную роль играют не только функциональные группы на поверхности клеток этих организмов, но и секретируемые в среду метаболиты, особенно внеклеточные полисахариды (Rajendran et al., 2017). Ранее считалось, что грибные глюканы — основная причина адгезии микроводорослей к грибам, в связи с чем их значение детально изучили

у *Aspergillus niger* и других микромицетов. Гомологи гена *ags_1_1472184*, кодирующего α -1,3-глюкан-синтазу, были обнаружены у 96 видов, но не были найдены у *A. niger* и *Trichoderma harzianum*. Это указывало, что у представителей рода *Aspergillus* и ряда других грибов имеет место несколько другой механизм образования агрегатов с микроводорослями. Пониженная пеллетизация в случае с *Aspergillus oryzae* также показывает, что наличие у него α -1,3-глюкана в клеточной стенке не гарантирует хорошей адгезии к его гифам микроводорослей. Например, *A. niger* имеет специфический путь формирования агрегатов, который включает немедленную агрегацию спор после их инокуляции в жидкую среду. После прорастания спор и формирования мицелия увеличивается площадь для прикрепления клеток, что последовательно ведет к ускорению агрегации микроводорослей (Braun, Vecht-Lifshitz, 1991; Grimm et al., 2004; Gultom, Hu, 2013).

Положительно заряженная поверхность мицелиальных грибов — главная причина закрепления на ней клеток микроводорослей, которые несут отрицательный заряд. При закреплении клеток микроводорослей на гифах происходят кардинальные изменения электрического заряда на поверхности грибов и водорослей, его нейтрализация (Lal et al., 2021). Флокуляция, образование агрегатов, проходит в несколько этапов. На первом этапе на отрицательно заряженные участки поверхности клеток начинают адсорбироваться несущие положительный заряд полимерные и коллоидные вещества, и достигается более равновесное состояние в бинарной системе. Затем происходит прикрепление этих полимерных молекул и коллоидов к поверхности микроводорослей, и полимерные молекулы и коллоиды образуют мостики между клетками. На последнем этапе происходит массовое вовлечение клеток в зародившийся агрегат, что ведет к их более жесткому связыванию и седиментации или флотации агрегатов в среде (Branyikova et al., 2018).

ОБРАЗОВАНИЕ АГРЕГАТОВ ПРИ СОВМЕСТНОМ КУЛЬТИВИРОВАНИИ ГРИБОВ И МИКРОВОДОРΟΣЛЕЙ

Скорость образования агрегатов, их строение и размеры могут быть различными, и это зависит от нескольких факторов: вида и штамма ассоциантов, состава клеточных стенок, активности роста инокулюма, pH, состава, ионной силы, интенсивности перемешивания среды (Luo et al., 2019). Различные параметры могут влиять на взаимодействие микроводорослей и грибов как положительным, так и отрицательным образом. Добавление ионов кальция в среду,

как правило, усиливает связи между поверхностями клеток разных микроорганизмов, в том числе микроводорослей, и способствует формированию пеллетов (агрегатов). Установлено, что консорциуму грибов и микроводорослей обычно требуются миксотрофные условия, поскольку грибы являются облигатными гетеротрофами, а зеленые микроводоросли — фотавтотрофами (Zhan et al., 2017).

Выбор штамма является одним из основных факторов, который следует учитывать при разработке эффективной бинарной системы культивирования. Если при создании агрегатобразующей комбинации первичным партнером является четко определенный вид и штамм микроводорослей, то вторичный партнер (штамм гриба) должен обладать следующими характеристиками: быть способен сосуществовать с этим видом; не подавлять его рост и не быть токсичным для него; обладать возможностями коммуникации на уровне электростатических взаимодействий и метаболитов; иметь возможность использовать продукты метаболизма партнера. В большинстве случаев выбор двух видов, обитающих в одном экотопе, может стать хорошей отправной точкой для создания консорциума грибов и микроводорослей (Wang et al., 2021).

Инокуляты гриба и микроводоросли надо вносить в таком соотношении, чтобы избежать чрезмерного роста одного вида за счет другого (Yang et al., 2019). Во избежание дисбаланса важно контролировать фазы их развития и содержание питательных веществ в среде. Успех совместного культивирования микроводорослей и грибов существенно зависит от pH, температуры, скорости перемешивания среды. Более кислый pH способствует усиленному росту мицелия (Paragianni, 2004). Однако кислый pH питательной среды часто становится более основным, поскольку бикарбонат (HCO_3^-) обычно преобразуется в CO_2 и гидроксид-ионы (OH^-) (Salbitani et al., 2020). Микроводоросли потребляют CO_2 и создают избыток OH^- в питательной среде, что приводит к повышению pH (Nayak et al., 2018). Изменения температуры также могут сделать систему нестабильной, модифицировать состав липидов у микроводорослей. В последние годы предлагают для совместного культивирования штаммы грибов и микроводорослей, которые устойчивы к сходным стрессовым условиям (являются галотолерантами или термофилами).

Для создания грибоводорослевых ассоциаций, формирующих агрегаты, наиболее часто используют виды грибов *A. niger*, *A. oryzae*, *A. fumigatus*, *Aspergillus* sp., *Acremonium* sp., *Candida tropicalis*, *C. echinulata*, *Ganoderma lucidum*, *Mortierella elongata*, *Mucor*

circinelloides, *Pleurotus ostreatus*, *Rhodospiridium toruloides*, *Rhodotorula glutinis*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Trichoderma harzianum* и микроводорослей *Chlorella pyrenoidosa*, *C. vulgaris*, *C. protothecoides*, *Chlorella* sp., *Scenedesmus obliquus*, *Spirulina platensis* и *Tetraselmis suecica* (Xue et al., 2010; Kitcha, Cheirsilp, 2014; Du et al., 2018; Yang et al., 2019; Chu et al., 2021; Takáčová et al., 2022, и др.).

Разработано несколько способов получения агрегатов ассоциативных культур грибов и микроводорослей.

Смешивание выращенных культур

Флокуляция предварительно выращенных микроводорослей и грибов путем их прямого (простого) смешивания является обычным, часто применяемым способом (Brenner et al., 2008). Эффективность формирования ассоциаций существенно зависит от соотношения первоначальной плотности культур. В качестве примера приведем описание создание флоккул на основе штаммов *Aspergillus niger* и *Chlorella* sp. На первом этапе получали агрегаты гриба путем культивирования его на жидкой среде Сабуро с декстрозой (45 мл) в колбах Эрленмейера объемом 250 мл при 25°C и перемешивании 170 об./мин. Образовавшиеся уже к пятым суткам гранулы удаляли фильтрованием, промывали дистиллированной водой, добавляли к суспензии *Chlorella* sp. в дистиллированной воде (50 мл) с биомассой 5 г/л⁻¹, и колбы помещали на шейкер (150 об./мин) на 24 и 48 ч. Такой принцип получения агрегатов на основе гиф грибов и клеток микроводорослей использовали и в реальных условиях для очистки стоков (Takáčová et al., 2022).

Агрегаты (флоккулы) из гриба и микроводоросли можно получить на основе готовых гранул *A. oryzae* и *Chlorella vulgaris*. Такой способ позволил существенно увеличить накопление биомассы этих микроорганизмов (на 99.23%) и липидов (на 33.97%) (Chu et al., 2021). При прямом смешивании клеток *Chlorella* sp. и *Saccharomyces cerevisiae* усиливается фиксация двуокиси углерода, и растет количество биомассы и продукция липидов микроводорослью. Методом прямого смешивания штаммов видов родов *Chlorella* и *Aspergillus* получали ассоциации с повышенной продукцией биомассы водорослей и липидов в сравнении с монокультурой (Yang et al., 2019).

Способ флокуляции предварительно выращенных микроводорослей *Chroococcus* sp. с помощью *A. lentulus* обеспечивал 100%-й сбор биомассы в течение шести ч без добавления каких-либо питательных веществ и источников углерода при соотношении грибов и водорослей равном 1:3. Последующая

инкубация собранных водорослево-грибных гранул приводила к высвобождению растворимого сахара из клеток водорослей благодаря активности целлюлазы *A. lentulus*. В результате на 50% увеличивалось образование метана из этих гранул при их анаэробном сбраживании (Prajapati et al., 2016).

Несмотря на довольно широкое применение, этот метод не всегда подходит для создания агрегатов грибов и микроводорослей.

Инкапсуляция

Инкапсуляция подразумевает иммобилизацию или погружение микроорганизма в гель, который часто получают из природных полисахаридов, таких как альгинат и агар-агар (Kitcha, Cheirsilp, 2014). Это широко используемый в инженерной энзимологии подход, однако о совместном культивировании грибов и микроводорослей пока имеется немного данных. Установлено, что совместная инкапсуляция дрожжей *Trichosporonoides spathulata* и микроводоросли *Chlorella vulgaris* в шариках альгинатного геля упрощает отделение биомассы клеток, при этом рост *C. vulgaris* и продукция липидов сохраняется на уровне, сравнимым с монокультурой (Kitcha, Cheirsilp, 2014).

Флокуляция при совместном культивировании грибов и микроводорослей

При одновременной инокуляции среды культурами микроводорослей и грибов может происходить естественное формирование гранул — флоккул. Флокуляция зависит от штаммов микроорганизмов, входящих в ассоциацию, источника углерода в среде и других факторов, которые рассмотрены ранее. Образование гранул достигалось при совместном культивировании *Aspergillus niger* с *Chlorella vulgaris* в среде, содержащей глюкозу, глицерин или ацетат натрия, но при содержании глюкозы 2 г · л⁻¹ оно было наиболее интенсивным. Эффективность формирования флоккул и накопления биомассы водорослей возрастала более чем на 90% при соотношении в посевном материале спор *Aspergillus niger* и клеток *Chlorella vulgaris* равном 1:300 (Gultom et al., 2014). Флокуляцию наблюдали при совместном культивировании микроводорослей *Chlorella protothecoides* и *Tetraselmis suecica* со штаммами грибов, выделенными из компоста, соломы и почвы. При этом происходило большее увеличение биомассы и накопление липидов, по сравнению с использованием отдельных культур (Muradov et al., 2015). При совместном росте *Nannochloropsis oceanica* с известными продуцентами липидов — грибами *Mortierella elongata* — происходит

образование флоккул и повышается содержание в общей биомассе полиненасыщенных жирных кислот (Du et al., 2018).

Биопленки

Особый интерес для очистки стоков и ряда других биотехнологий представляют биопленки микроводорослей, формирующиеся на полимерном матриксе и напоминающие по структуре морфологически простые лишайники (Rajendran et al., 2017). В биопленках с грибами, такими как *Acremonium* sp. и *Aspergillus* sp., ускорялся рост и фотосинтетическая активность микроводорослей, что было доказано путем получения профилей продуктов фотосинтеза (Miranda et al., 2017).

Фотобиореактор

При совместном культивировании дрожжей *Trichosporonoides spathulata* с микроводорослями *Chlorella vulgaris* в фотобиореакторе при оптимальных условиях получали $12.2 \text{ г} \times \text{л}^{-1}$ биомассы, а повышение продукции липидов на 47% (Kitcha, Cheirsilp, 2014). В случае ассоциации *Scenedesmus obliquus/Rhodotorula glutinis* накопление их биомассы в пятилитровом фотобиореакторе выросло на 40–50%, а продукции липидов на 60–70% (Yen et al., 2015). Показано, что при использовании ассоциации *Desmodesmus* sp./*Rhodospiridium kratochvilovae* в трехлитровом биореакторе можно получать 8.78–11.12 г/л сухой биомассы с содержанием липидов 29.62–31.61% (Szotkowski et al., 2021).

С целью повышения эффективности накопления биомассы и продукции липидов микроводорослями и грибами был разработан специальный фотобиореактор (Santos et al., 2013). Это уникальная система, в которой *Rhodospiridium toruloides* и *Chlorella protothecoides* культивируются в отдельных соединенных фотобиореакторах. Биореакторы сообщаются между собой, происходит газообмен кислородом и диоксидом углерода, выделяемыми соответственно микроводорослями и дрожжами. В отличие от промышленного CO_2 , который является продуктом сгорания топлива, диоксид углерода дрожжей не токсичен для водорослей. Применение такого фотобиореактора для выращивания *C. protothecoides* обеспечивало увеличение биомассы микроводорослей на 94% и продукцию липидов на 87% по сравнению с обычным культивированием.

Этот метод также не универсален, и в зависимости от используемых грибов и микроводорослей и стоящих задач необходимо выбирать и адаптировать наиболее подходящий метод для конкретного производства.

СОВМЕСТНОЕ КУЛЬТИВИРОВАНИЕ МИКРОВОДОРΟΣЛЕЙ И ГРИБОВ В БИОТЕХНОЛОГИЯХ

Ассоциированное культивирование грибов и микроводорослей с образованием флоккул (агрегатов) имеет несколько биотехнологических приложений — получение биотоплива, кормов, очистка стоков, сокращение выброса CO_2 в атмосферу и производство ряда ценных продуктов. Крайне важное преимущество совместного культивирования этих микроорганизмов связано со сбором клеток микроводорослей.

Из-за небольшого размера клеток микроводорослей (2–40 мкм), их подвижности, отрицательно заряженной поверхности и часто невысокого (0.3–0.5 г/л) содержания в среде, их отделение от культуральной жидкости может составлять более 50% от общих производственных затрат (Kumar et al., 2023).

Получение биомассы, липидов и жирных кислот

В последнее время, благодаря способности продуцировать липиды и жирные кислоты, грибы и микроводоросли рассматриваются как перспективные источники биотоплива. Преимущество совместного культивирования микроводорослей и грибов заключается в том, что оба партнера участвуют в формировании общей биомассы и оказывают влияние на состав и уровень продукции липидов (Magdoui et al., 2016). В результате общая биомасса ассоциаций оказывается выше суммарной биомассы культивируемых отдельно грибов и водорослей. Этому направлению биотехнологии уделяется довольно большое внимание и имеется много экспериментов с положительными результатами. Состав и количество липидов и жирных кислот может существенно меняться в зависимости от штаммов водорослей и грибов и условий культивирования, и их изменением можно получить нужные соединения для производства биотоплива (Leng et al., 2021).

В лабораторных опытах с *Chlorella vulgaris* и *Rhodotorula glutinis* показано большее накопление ими биомассы при совместном росте, по сравнению с выращиванием по отдельности, при этом продукция липидов повышалась в 5 раз (Ashtiani et al., 2021). При культивировании *R. glutinis* с водорослью *Chlorella vulgaris* на промышленных отходах также наблюдалось увеличение биомассы и продукции липидов (Cheirsilp et al., 2011). Высокие показатели увеличения биомассы (на 128.1%) и продукции липидов (на 165.2%) по сравнению с полученными на отдельных культурах результатами были достигнуты при использовании ассоциации *Chlorella* sp./*Saccharomyces cerevisiae*. Более того, скорость

удаления CO_2 ассоциацией по сравнению с монокультурой *Chlorella* sp. возросла на 195% (Shu et al., 2013). При совместном культивировании *Rhodotorula glutinis* со *Spirulina platensis* продукция липидов увеличилась до $467 \text{ мг} \times \text{л}^{-1}$, что в 3.18 раза выше продукции, производимой отдельно дрожжами, и в 3.92 раза выше таковой у микроводоросли (Xue et al., 2010). При культивировании *Scenedesmus obliquus* и *Rhodotorula glutinis* также установлено значительное увеличение биомассы *Scenedesmus obliquus* и продукции липидов. Повышение накопления биомассы *S. obliquus* при совместном культивировании с *Candida tropicalis* наблюдали при соотношении численности клеток микроводоросли и дрожжей 2:1 (Wang et al., 2015). В случае консорциума *Mucor circinelloides* и *Chlorella vulgaris* повышались биомасса микроводорослей, содержание липидов, насыщенных и ненасыщенных жирных кислот, нужные как источники биотоплива (Zorn et al., 2020). Показано, что из липидов, экстрагируемых из гранул *Scenedesmus obliquus* и *Candida echinulata*, можно производить топливо, соответствующее международным стандартам (Srinuanpan et al., 2018).

Очистка коммунальных и промышленных стоков

Использование водорослей на текущий момент является одним из лучших способов очистки стоков, т.к. они способны удалять углерод, азот и фосфор из загрязненной воды и снижают при этом концентрацию CO_2 в атмосфере. Они способны абсорбировать тяжелые металлы, поглощать токсические соединения из окружающей среды и утилизировать их различными путями (Takáčová et al., 2022). Технологии прудов с высокой концентрацией водорослей предлагают одну из возможностей очистки сточных вод и их используют для удаления неорганических веществ из сточных вод. Положительным аспектом такой очистки является то, что биомасса, полученная после очистки, может быть использована для производства биотоплива, причем количество и качество содержащихся липидов являются ключевыми факторами. Однако применяемые в настоящее время методы сбора водорослей обычной фильтрацией, химической флокуляцией и центрифугированием составляют 20–30% от общих затрат на производство биомассы водорослей (Vona et al., 2018). Как было показано выше, мицелиальные грибы могут образовывать гранулы с микроводорослями (флоккулы) и затем удаляться из сточных вод путем грубой фильтрации. Грибы являются продуцентами многих органических кислот, гидролитических и окислительных ферментов, кроме того, они способны абсорбировать ионы тяжелых металлов, утилизировать труднодоступные

другим организмам соединения. При ассоциированном росте грибов и водорослей может не только увеличиваться их биомасса в сравнении с отдельным выращиванием, но и повышается эффективность удаления азота, фосфора, углерода и токсичных соединений из сточных вод (Li et al., 2020; Šimonovicová et al., 2021).

Удаление соединений углерода, фосфора, азота

Показано, что при совместном культивировании *Chlorella vulgaris* и *Ganoderma lucidum* происходит более эффективное выведение фосфора и азота из сточных вод, чем при использовании отдельных культур (Zhou et al., 2012). Для достижения высокой концентрации биомассы, продукции липидов, белка, а также для удаления питательных веществ из сточных вод оптимальным оказалось соотношение *Chlorella pyrenoidosa*: *Rhodotorula glutinis* равное 3:1 (Li et al., 2019).

При совместном культивировании грибов и водорослей значительно усиливается удаление азота. NH_4^+ из сточных вод мог быть устранен со 100%-й эффективностью в течение одних суток (Salih, 2011). При совместном культивировании микроводорослей *Scenedesmus* sp. и дрожжей удалялось до 96% нитратов, 100% аммонийного азота и 93% ортофосфатов (Walls et al., 2019). Ассимиляции фосфора могут способствовать понижение pH и ферменты грибов, гидролизующие органические соединения фосфоров и растворяющие неорганические фосфаты (Zhang et al., 2020). Разработан метод совместного культивирования и флокуляции грибов *Aspergillus oryzae* с микроводорослями *Chlorella pyrenoidosa*, при котором достигается высокий уровень накопления биомассы и очистка крахмалсодержащих сточных вод. Одновременно с накоплением биомассы происходила очистка стоков от органических соединений на 92.08%, общего азота — на 83.56% и общего фосфора — на 96.58% (Wang et al., 2022).

Удаление ионов тяжелых металлов

В большинстве случаев сточные воды нуждаются в очистке от ионов тяжелых металлов. Грибы и водоросли, благодаря таким механизмам, как электростатические взаимодействия, ионный обмен, хелатирование/комплексообразование, синтез специальных белков, способны к связыванию и удалению из стоков металлов (Leng et al., 2021). Грибы образуют внеклеточные полимерные вещества (EPS), которые могут связывать ионы металлов, что играет важную роль в защите клеток микроводорослей. Показано, что совместные культуры микроводорослей и грибов значительно лучше абсорбируют

мышьяк и золото, чем отдельные культуры (Bodin et al., 2016; Shen, Chirwa, 2020). При применении *Synechocystis* sp. PCC6803 и *Aspergillus fumigatus* происходит иммобилизация Cd (II) и его снижение на 98% от исходного содержания в сточных водах (Shen et al., 2018).

Удаление стойких органических соединений

Данные последних исследований указывают на то, что удаление пестицидов и лекарств из сточных вод обычными методами происходит недостаточно эффективно. Для устранения этих вредных соединений из сточных вод применяют, например, достаточно дорогой метод озонирования и фильтрации через активированный уголь. В отличие от этих технологий, использование ассоциаций грибов и микроводорослей более эффективно в удалении таких органических поллютантов, как пестициды и фармакологические препараты (Hultberg et al., 2019). Они обладают механизмами биodeградации, биосорбции, адсорбции, а также, в случае водорослей, фотodeградации и фотоллиза этих поллютантов (Silva et al., 2019). Так, при культивировании *Chlorella vulgaris* с *Aspergillus niger* наблюдали не только высокий уровень накопления их биомассы, но и значительное снижение фосфора и диклофенака в сточной воде (Hultberg et al., 2019). Удаление из сточных вод некоторых пестицидов более чем на 50% также может быть осуществлено с помощью ассоциации *Chlorella vulgaris* с *Aspergillus niger*, что происходит за счет активности ферментов грибного ассоцианта (Hultberg, Bodin, 2018).

Продукция ценных метаболитов и пищевых добавок

Совместное культивирование микроводорослей с грибами перспективно не только для очистки сточных вод, но и получения продуктов для пищевой, косметической промышленности, производства кормов. Морские микроводоросли и диатомовые водоросли синтезируют в больших количествах полиненасыщенные жирные кислоты, среди которых наиболее важными являются эйкозапентаеновая кислота (ЭПК) и докозагексаеновая кислота (ДГК) (Ward, Singh, 2005). Однако до настоящего времени среди микроводорослей не найден продуцент, который продуцировал бы эти соединения в нужном соотношении. Культивирование микроводорослей с грибами представляет стратегию для решения этой проблемы. Двойные культуры, составленные из диатомовой водоросли *Phaeodactylum tricornutum* и грибоподобного протиста *Aurantiochytrium limacinum*, продуцировали ЭПК и ДГК

в оптимальных соотношениях (Kadalig et al., 2022). Обнаружено, что образование каротиноидов усиливается при совместном культивировании грибов и микроводорослей. Показано, что при культивировании *Chlorella vulgaris* с *Rhodotorula glutinis* накопление каротиноидов было выше, чем их продукция при раздельном выращивании (Zhang et al., 2019). Для получения кормовых и пищевых добавок более высокий уровень накопления биомассы микроводоросли установлен при культивировании *Pleurotus ostreatus* с *Chlorella* sp. (Luo et al., 2019).

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Ассоциированное культивирование грибов и микроводорослей – сравнительно новое направление исследований, которое имеет научное и прикладное значение. Грибные организмы – известные флоккулянты. Они способны, в первую очередь за счет ионных взаимодействий и полисахаридов, захватывать положительно заряженные клетки микроводорослей и формировать с ними агрегаты, которые можно легко отделить от жидкой среды традиционными биотехнологическими приемами. При совместном их выращивании можно достичь более высокого накопления биомассы, липидов и полиненасыщенных жирных кислот, каротиноидов и других ценных метаболитов. Способность грибов и микроводорослей удалять органические и неорганические соединения, тяжелые металлы, стойкие токсичные вещества из коммунальных и промышленных стоков также усиливается при совместном культивировании. Технологии с использованием ассоциаций “микроводоросли – грибы”, несмотря на эти достоинства, пока находятся на стадии разработки и требуются работы по их масштабированию. В фундаментальном плане и для промышленного производства важны дополнительные исследования метаболизма, ферментов, регуляции синтеза метаболитов, происходящих в клетках организмов. С помощью современных методов, применяемых в метаболомике, протеомике, можно сделать более точный выбор штаммов для совместного культивирования, выяснить механизмы взаимодействия микроводорослей и грибов, а также, возможно, и других микроорганизмов, в ассоциации.

Исследование выполнено при финансовой поддержке Комитета по науке МОНКС РА в рамках научного проекта № 21Т-2Н138.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

Al-Juburi W.J., Khalil M.I., Al-Katib M.A. Synergistic efficiency between types of fungi and algae for wastewater

- treatment. J. Res. Appl. Sci. Biotechnol. 2022. V. 1 (4). P. 181–186.
<https://doi.org/10.55544/jrasb.1.4.26>
- Ashitani F.R., Jalili H., Rahaie M. et al. Effect of mixed culture of yeast and microalgae on acetyl-CoA carboxylase and Glycerol-3-phosphate acyltransferase expression. J. Biosci. Bioengin. 2021. V. 131. (4). P. 364–372.
<https://doi.org/10.1016/j.jbiosc.2020.11.006>
- Bodin H., Daneshvar A., Gros M. et al. Effects of biopellets composed of microalgae and fungi on pharmaceuticals present at environmentally relevant levels in water. Ecol. Engin. 2016. V. 91. P. 169–172.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2016.02.007>
- Branyikova I., Prochazkova G., Potocar T. et al. Harvesting of microalgae by flocculation. Fermentation. 2018. V. 4 (4). Art. 93.
<https://doi.org/10.3390/fermentation4040093>
- Braun S., Vecht-Lifshitz S.E. Mycelial morphology and metabolite production. Trends Biotechnol. 1991. V. 9 (1). P. 63–68.
- Brenner K., You L., Arnold F.H. Engineering microbial consortia: a new frontier in synthetic biology. Trends. Biotechnol. 2008. V. 26 (9). P. 483–489.
<https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2008.05.004>
- Cheirsilp B., Suwannarat W., Niyomdecha R. Mixed culture of oleaginous yeast *Rhodotorula glutinis* and microalga *Chlorella vulgaris* for lipid production from industrial wastes and its use as biodiesel feedstock. New Biotechnol. 2011. V. 28 (4). P. 362–368.
<https://doi.org/10.1016/j.nbt.2011.01.004>
- Chu R., Li S., Yin Z. et al. A fungal immobilization technique for efficient harvesting of oleaginous microalgae: key parameter optimization, mechanism exploration and spent medium recycling. Sci. Total Environ. 2021. V. 790. P. 148–174.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.148174>
- Du Z.Y., Alvaro J., Hyden B. et al. Enhancing oil production and harvest by combining the marine alga *Nannochloropsis oceanica* and the oleaginous fungus *Mortierella elongata*. Biotechnol. for Biofuels. 2018. V. 11. P. 1–16.
<https://doi.org/10.1186/s13068-018-1172-2>
- Espinosa-Ortiz E.J., Rene E.R., Pakshirajan K. et al. Fungal pelleted reactors in wastewater treatment: applications and perspectives. Chem. Engin. J. 2016. V. 283. P. 553–571.
<https://doi.org/10.1016/j.cej.2015.07.068>
- Grimm L.H., Kelly S., Hengstler J. et al. Kinetic studies on the aggregation of *Aspergillus niger* conidia. Biotechnol. Bioengin. 2004. V. 87 (2). P. 213–218.
<https://doi.org/10.1002/bit.20130>
- Gultom S.O., Zamalloa C., Hu B. Microalgae harvest through fungal pelletization – co-culture of *Chlorella vulgaris* and *Aspergillus niger*. Energies. 2014. V. 7 (7). P. 4417–4429.
<https://doi.org/10.3390/en7074417>
- Gultom S.O., Hu B. Review of microalgae harvesting via co-pelletization with filamentous fungus. Energies. 2013. V. 6 (11). P. 5921–5939.
<https://doi.org/10.3390/en6115921>
- Hultberg M., Bodin H. Effects of fungal-assisted algal harvesting through biopellet formation on pesticides in water. Biodegradation. 2018. V. 29. (6). P. 557–565.
<https://doi.org/10.1007/s10532-018-9852-y>
- Hultberg M., Bodin H., Birgersson G. Impact on wastewater quality of biopellets composed of *Chlorella vulgaris* and *Aspergillus niger* and lipid content in the harvested biomass. J. Water Resource Protect. 2019. V. 11 (7). P. 831–843.
<https://doi.org/10.4236/jwarp.2019.117050>
- Kadalag N., Pawar P., Prakash G. Co-cultivation of *Phaeodactylum tricornutum* and *Aurantiochytrium limacinum* for polyunsaturated omega-3 fatty acids production. Bioresource Technol. 2022. V. 346. Art. 126544.
- Kitcha S., Cheirsilp B. Enhanced lipid production by co-cultivation and co-encapsulation of oleaginous yeast *Trichosporonoides spathulata* with microalgae in alginate gel beads. Appl. Biochem. Biotechnol. 2014. V. 173. P. 522–534.
<https://doi.org/10.1007/s12010-014-0859-5>
- Kumar N., Banerjee C., Negi S. et al. Microalgae harvesting techniques: updates and recent technological interventions. Critical Rev. Biotechnol. 2023. V. 43 (3). P. 342–368.
<https://doi.org/10.1080/07388551.2022.2031089>
- Lal A., Banerjee S., Das D. *Aspergillus* sp. assisted bioflocculation of *Chlorella* MJ 11/11 for the production of biofuel from the algal-fungal co-pellet. Separation and Purification Technol. 2021. V. 272. Art. 118320.
<https://doi.org/10.1016/j.seppur.2021.118320>
- Leng L., Wenting L., Jie C. et al. Co-culture of fungi-microalgae consortium for wastewater treatment: A review. Bioresource Technol. 2021. V. 330 Art. 125008
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.125008>
- Lennen R.M., Pfleger B.F. Microbial production of fatty acid-derived fuels and chemicals. Current Opin. Biotechnol. 2013. V. 24 (6). P. 1044–1053.
<https://doi.org/10.1016/j.copbio.2013.02.028>
- Li H., Yuming Z., Qian L. et al. Co-cultivation of *Rhodotorula glutinis* and *Chlorella pyrenoidosa* to improve nutrient removal and protein content by their synergistic relationship. RSC Adv. 2019. V. 9 (25). P. 14331–14342.
<https://doi.org/10.1039/C9RA01884K>
- Li S., Tianyi H., Yanzhe X. et al. A review on flocculation as an efficient method to harvest energy microalgae: mechanisms, performances, influencing factors and perspectives. Renewable and Sustainable Energy Reviews. 2020. V. 131. P. 110005.
<https://doi.org/10.1016/j.rser.2020.110005>
- Luo S., Wu X., Jiang H. et al. Edible fungi-assisted harvesting system for efficient microalgae bio-flocculation. Bioresource Technol. 2019. V. 282. P. 325–330.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2019.03.033>
- Magdouli S., Brar S.K., Blais J.F. Co-culture for lipid production: advances and challenges. Biomass and Bioenergy. 2016. V. 92. P. 20–30.
<https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2016.06.003>

- Miranda A.F., Ramkumar N., Andriotis C. et al. Applications of microalgal biofilms for wastewater treatment and bio-energy production. *Biotechnol. for Biofuels*. 2017. V. 10. P. 1–23.
<https://doi.org/10.1186/s13068-017-0798-9>
- Muradov N., Mohamed T., Miranda A.F. et al. Fungal-assisted algal flocculation: application in wastewater treatment and biofuel production. *Biotechnol. for Biofuels*. 2015. V. 8. P. 1–23.
<https://doi.org/10.1186/s13068-015-0210-6>
- Nayak M., Suh W., Lee B. et al. Enhanced carbon utilization efficiency and FAME production of *Chlorella* sp. HS2 through combined supplementation of bicarbonate and carbon dioxide. *Energy Convers. Manag.* 2018. V. 156. P. 45–52.
<https://doi.org/10.1016/j.enconman.2017.11.002>
- Papagianni M. Fungal morphology and metabolite production in submerged mycelial processes. *Biotechnol. Adv.* 2004. V. 22 (3). P. 189–259.
<https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2003.09.005>
- Piercey-Normore M.D., Athukorala S.N. Interface between fungi and green algae in lichen associations. *Botany*. 2017. V. 95 (10). P. 1005–1014.
<https://doi.org/10.1139/cjb-2017-0037>
- Prajapati S.K., Bhattacharya A., Kumar P. et al. A method for simultaneous bioflocculation and pretreatment of algal biomass targeting improved methane production. *Green Chem.* 2016. V. 18 (19). P. 5230–5238.
<https://doi.org/10.1039/c6gc01483f>
- Rajendran A., Fox T., Hu B. Nutrient recovery from ethanol co-products by a novel mycoalgae biofilm: attached cultures of symbiotic fungi and algae. *J. Chem. Technol. Biotechnol.* 2017. V. 92 (7). P. 1766–1776.
<https://doi.org/10.1002/jctb.5177>
- Rashid N., Ryu A.J., Jeong K.J. et al. Co-cultivation of two freshwater microalgae species to improve biomass productivity and biodiesel production. *Energy Convers. Manag.* 2019. V. 196. P. 640–648.
<https://doi.org/10.1016/j.enconman.2019.05.106>
- Salbitani G., Belinesi F., Affuso M. et al. Rapid and positive effect of bicarbonate addition on growth and photosynthetic efficiency of the green microalgae *Chlorella sorokiniana* (*Chlorophyta*, *Trebouxiophyceae*). *Applied Sciences*. 2020. V. 10(13). Art. 4515.
<https://doi.org/10.3390/app10134515>
- Salih F.M. Microalgae tolerance to high concentrations of carbon dioxide: a review. *J. Environm. Protection*. 2011. V. 2 (5). Art. 648.
<https://doi.org/10.4236/jep.2011.25074>
- Santos C.A., Caldeira M., da Silva T.L. et al. Enhanced lipidic algae biomass production using gas transfer from a fermentative *Rhodospiridium toruloides* culture to an autotrophic *Chlorella protothecoides* culture. *Bioresource Technol.* 2013. V. 138. P. 48–54.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.03.135>
- Shen L., Li Z., Wang J. et al. Characterization of extracellular polysaccharide/protein contents during the adsorption of Cd (II) by *Synechocystis* sp. PCC6803. *Environm. Sci. Pollut. Res.* 2018. V. 25. P. 20713–20722.
<https://doi.org/10.1016/j.gexplo>
- Shen N., Chirwa E.M. Live and lyophilized fungi-algae pellets as novel biosorbents for gold recovery: Critical parameters, isotherm, kinetics and regeneration studies. *Bioresource Technol.* 2020. V. 306. Art. 123041.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2020.123041>
- Shu C.H., Tsai C.C., Chen K.Y. et al. Enhancing high quality oil accumulation and carbon dioxide fixation by a mixed culture of *Chlorella* sp. and *Saccharomyces cerevisiae*. *J. Taiwan Instit. Chem. Engineers*. 2013. V. 44 (6). P. 936–942.
<https://doi.org/10.1016/j.jtice.2013.04.001>
- Silva A., Delerue-Matos C., Figueiredo S.A. et al. The use of algae and fungi for removal of pharmaceuticals by bioremediation and biosorption processes: a review. *Water*. 2019. V. 11 (8). Art. 1555.
<https://doi.org/10.3390/w11081555>
- Šimonovicová A., Takáčová A., Šimkovic I. et al. Experimental treatment of hazardous ash waste by microbial consortium *Aspergillus niger* and *Chlorella* sp.: decrease of the Ni content and identification of adsorption sites by Fourier-transform infrared spectroscopy. *Front. Microbiol.* 2021. V. 12. Art. 792987.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.792987>
- Slusarczyk J., Adamska E., Czerwik-Marcinkowska J. Fungi and algae as sources of medicinal and other biologically active compounds: a review. *Nutrients*. 2021. V. 13. Art. 3178.
<https://doi.org/10.3390/nu13093178>
- Smirnov I.A., Lobakova E.S. Morphophysiological characteristics of a mixed culture of *Pleurotus ostreatus* and nitrogen-fixing cyanobacterium *Anabaena variabilis*. In: Proceedings of the jubilee conference dedicated to the 100th M.V. Gorlenko anniversary “Higher basidiomycetes: individuals, populations, communities”. Vostok-Zapad, Moscow, 2008, pp. 198–199. (In Russ.).
- Srinuanpan S., Chawpraknoi A., Chantarit S. et al. A rapid method for harvesting and immobilization of oleaginous microalgae using pellet-forming filamentous fungi and the application in phytoremediation of secondary effluent. *Int. J. Phytoremediation*. 2018. V. 20 (10). P. 1017–1024.
<https://doi.org/10.1080/15226514.2018.1452187>
- Szotkowski M., Holub J., Šimanský S. et al. Bioreactor co-cultivation of high lipid and carotenoid producing yeast *Rhodotorula kratochvilovae* and several microalgae under stress. *Microorganisms*. 2021. V. 9 (6). P. 1160.
<https://doi.org/10.3390/microorganisms9061160>
- Takáčová A., Bajuszová M., Šimonovicová A. et al. Biocoagulation of dried algae *Chlorella* sp. and pellets of *Aspergillus niger* in decontamination process of wastewater, as a presumed source of biofuel. *J. Fungi*. 2022. V. 8 (12). Art. 1282.
<https://doi.org/10.3390/jof8121282>
- Vona V., Di Martino Rigano V., Andreoli C. et al. Comparative analysis of photosynthetic and respiratory parameters in

- the psychrophilic unicellular green alga *Koliella antarctica*, cultured in indoor and outdoor photo-bioreactors. *Physiol. Molec. Biol. Plants*. 2018. V. 24. P. 1139–1146.
- Walls L.E., Velasquez-Orta S.B., Romero-Frasca E. et al. Non-sterile heterotrophic cultivation of native wastewater yeast and microalgae for integrated municipal wastewater treatment and bioethanol production. *Biochem. Engin. J.* 2019. V. 151. Art. 107319. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2019.107319>
- Wang S.K., Yang K.X., Zhu Y.R. et al. One-step co-cultivation and flocculation of microalgae with filamentous fungi to valorize starch wastewater into high-value biomass. *Bioresource Technol.* 2022. V. 361. Art. 127625. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.127625>
- Wang Y., Yang Y., Ma F. et al. Optimization of *Chlorella vulgaris* and bioflocculant-producing bacteria co-culture: enhancing microalgae harvesting and lipid content. *Lett. Appl. Microbiol.* 2015. V. 60. (5). P. 497–503. <https://doi.org/10.1111/lam.12403>
- Wang J., Chen R., Fan L. et al. Construction of fungi-microalgae symbiotic system and adsorption study of heavy metal ions. *Separation Purification Technol.* 2021. V. 268. Art. 118689. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2021.118689>
- Ward O., Singh A. Omega-3/6 fatty acids: alternative sources of production. *Process Biochem.* 2005. V. 40 (12). P. 3627–3652. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2005.02.020>
- Wrede D., Taha M., Miranda A.F. et al. Co-cultivation of fungal and microalgal cells as an efficient system for harvesting microalgal cells, lipid production and wastewater treatment. *PLOS One*. 2014. V. 9 (11). e113497. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0113497>
- Xie S., Su S., Dai S.Y. et al. Efficient coagulation of microalgae in cultures with filamentous fungi. *Algal Res.* 2013. V. 2 (1). P. 28–33. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2012.11.004>
- Xue F., Miao J., Zhang X. et al. A new strategy for lipid production by mix cultivation of *Spirulina platensis* and *Rhodotorula glutinis*. *Appl. Biochem. Biotech.* 2010. V. 160. P. 498–503. <https://doi.org/10.1007/s12010-008-8376-z>
- Yang L., Li H., Wang Q. A novel one-step method for oil-rich biomass production and harvesting by co-cultivating microalgae with filamentous fungi in molasses wastewater. *Bioresource Technol.* 2019. V. 275. P. 35–43. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.036>
- Yen H.W., Chen P.W., Chen L.J. The synergistic effects for the co-cultivation of oleaginous yeast-*Rhodotorula glutinis* and microalgae-*Scenedesmus obliquus* on the biomass and total lipids accumulation. *Bioresource Technol.* 2015. V. 184. P. 148–152. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.09.113>
- Zhan J., Rong J., Wang Q. Mixotrophic cultivation, a preferable microalgae cultivation mode for biomass/bioenergy production, and bioremediation, advances and prospect. *Int. J. Hydrogen Energy*. 2017. V. 42 (12). P. 8505–8517. <https://doi.org/10.1016/j.ijhydene.2016.12.021>
- Zhang J., Zhang J. The filamentous fungal pellet and forces driving its formation. *Crit. Rev. Biotechnol.* 2016. V. 36 (6). P. 1066–1077. <https://doi.org/10.3109/07388551.2015.1084262>
- Zhang J., Feng L., Ouyang Y. et al. Phosphate-solubilizing bacteria and fungi in relation to phosphorus availability under different land uses for some latosols from Guangdong, China. *Catena*. 2020. V. 195. Art. 104686. <https://doi.org/10.1016/j.catena.2020.104686>
- Zhang Z., Pang Z., Xu S. et al. Improved carotenoid productivity and COD removal efficiency by co-culture of *Rhodotorula glutinis* and *Chlorella vulgaris* using starch wastewaters as raw material. *Appl. Biochem. Biotechnol.* 2019. V. 189. P. 193–205.
- Zhou W., Cheng Y., Li Y. et al. Novel fungal pelletization-assisted technology for algae harvesting and wastewater treatment. *Appl. Biochem. Biotechnol.* 2012. V. 167. P. 214–228. <https://doi.org/10.1007/s12010-012-9667-y>
- Zorn S.M., Reis C.E., Silva M.B. et al. Consortium growth of filamentous fungi and microalgae: evaluation of different cultivation strategies to optimize cell harvesting and lipid accumulation. *Energies*. 2020. V. 13. (14). Art. 3648. <https://doi.org/10.3390/en13143648>
- Смирнов И.А., Лобакова Е.С. (Smirnov, Lobakova) Морфофизиологическая характеристика смешанной культуры *Pleurotus ostreatus* и азотофиксирующей цианобактерии *Anabaena variabilis* // Мат-лы юбилейной конф., посв. 100-летию со дня рожд. М.В. Горленко “Высшие базидиальные грибы: индивидуумы, популяции, сообщества”. М.: Восток-Запад, 2008. С. 198–199.

Co-Cultivation of Fungi and Microalgae for Biotechnology

**N. A. Oghanesyan^{a,#}, A. V. Kurakov^{b,##}, N. V. Khachaturyan^{a,###}, S. A. Gevorgyan^{a,####},
R. E. Matevosyan^{c,#####}, and V. A. Bagiyan^{a,#####}**

^a *Scientific and Production Center "Armbiotechnology" of the National Academy of Sciences of Armenia, Yerevan, Armenia*

^b *Lomonosov Moscow State University, Moscow, Russia*

^c *Yerevan State University, Yerevan, Armenia*

[#]*e-mail: nelliog@yahoo.fr*

^{##}*e-mail: kurakov57@mail.ru*

^{###}*e-mail: nun-khach@yandex.ru*

^{####}*e-mail: sgevork@yahoo.com*

^{#####}*e-mail: matevosyanruzanna@ysu.am*

^{#####}*e-mail: valbeg@mail.ru*

The review examines the results of studies of the last decade on the co-cultivation of fungi and microalgae. It outlines the mechanisms of interaction between fungi and microscopic algae during associative cultivation and briefly discusses the methods for the formation of flocs. Key importance for biotechnology is the ability of fungi and algae to form granules (flocules), which are easy to separate from the culture liquid. The synergistic effect of these relationships results in a higher level of biomass accumulation, synthesis of lipids, polyunsaturated fatty acids, and other metabolites, as well as the removal of various pollutants from wastewater. By selecting specific strains and optimizing cultivation conditions, it is possible to enhance the composition of the resulting products. So far, mostly successful laboratory experiments have been carried out in this direction, which need to be expanded and transferred to production projects. For large-scale application of these systems, it is necessary to continue research into the mechanisms of interaction between fungi and microalgae, their metabolism, regulation of biosynthetic processes using modern methods of metabolomics and proteomics, and to develop engineering solutions for their cultivation.

Keywords: aggregates, co-cultivation, fatty acid, flocules, fungi, interaction, lipids, microalgae, wastewater treatment

ОБЗОРЫ И ДИСКУССИИ

УДК 582.28 : 502.7

ВИДЫ ГРИБОВ, РЕКОМЕНДОВАННЫЕ В КРАСНУЮ КНИГУ РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ С УЧЕТОМ КРИТЕРИЕВ РЕДКОСТИ МСОП¹

© 2024 г. Ю. А. Ребриев^{1,*}

¹ Южный научный центр РАН, 344006 Ростов-на-Дону, Россия

*e-mail: rebriev@yandex.ru

На примере подготовки третьего издания Красной книги Ростовской области (раздел “Грибы”) представлен опыт применения критериев, разработанных Международным союзом охраны природы. Применение большинства критериев по отношению к грибам очень затруднительно. Наиболее адекватен критерий В (географическое распространение: ареал и местообитание), позволяющий опосредованно оценить степень угрозы исчезновения вида на рассматриваемой территории. Поскольку критерии МСОП разработаны для оценки на глобальном уровне, необходима разработка более четких рекомендаций для работы в регионах, касающихся оценки площади ареала и местообитания.

Ключевые слова: ареал, категории, местообитание, микобиота, охрана видов, угрожаемые виды

DOI: 10.31857/S0026364824060036, **EDN:** uocpsr

ВВЕДЕНИЕ

Для оценки состояния охраняемых видов в России разработана шкала категорий статусов от 0 до 5 (Red data book, 2008). В настоящее время принята более подробная оценка, включающая как традиционную шкалу, так и используемые в мировой практике критерии Международного союза охраны природы (далее – МСОП) (Order., 2020). В федеральную Красную книгу (далее – КК РФ) могут быть внесены виды из Красной книги МСОП, которая в настоящее время активно используется не только как обоснование для охраны видов, но и как инструмент для определения статуса уязвимости. Однако шкала категорий, а также критерии отбора видов МСОП только частично совпадают с таковыми, традиционно принимаемыми в КК РФ. Основное различие отечественных подходов заключается в отсутствии четких количественных показателей при оценке уязвимости таксонов. В связи с этим возникает немало несоответствий и недоразумений при определении природоохранного статуса вида и приведении его к международным стандартам (по принципу “я художник, я так вижу”). Отнесение таксона к той или иной категории МСОП

требует тщательного его оценивания по соответствующим критериям, но в ряде случаев разное понимание объема категорий приводит к субъективной оценке, а также к расхождениям в соотношении статусов российских федеральной и региональных красных книг и Красной книги МСОП.

Неоднозначность трактовки часто усугубляется, когда речь заходит об оценке видов грибов и подобных им “микроскопических” организмов. Это можно объяснить тем, что многие критерии МСОП сложно применить к видам, вегетативное тело которых скрыто в субстрате, вследствие чего учет ведется в основном по эфемерным и спорадически появляющимся плодовым телам. Однако определяющим обстоятельством является соответствие состоянию таксона хотя бы одного критерия и неважно, что остальные критерии могут не соответствовать ему или вообще быть неподходящими для такой оценки (IUCN Red List categories., 2012), т.е. система может эффективно работать и в отношении грибов.

При переложении этих позиций на масштаб России критерии могут звучать так (Svetasheva, 2015): 1) популяция вида (и/или число известных местобитаний) сократилась не менее чем на 15% в течение предыдущих 10–50 лет (А-критерий); 2) вид имеет ограниченное распространение в пределах России (т.е. известен в одном – немногих регионах), и отмечено его сокращение (В-критерий); 3) популяция вида очень мала в масштабе России и сокращается (С-критерий); 4) популяция вида

¹ Рекомендовано к печати оргкомитетом Всероссийской конференции с международным участием “Экология грибов и грибоподобных организмов: факты, гипотезы, тенденции”, посвященной 300-летию Российской академии наук, Ярославль, 12–14 октября 2023 г.

очень мала (< 200 воспроизводящихся индивидуумов) и приурочена к уникальным для России и малочисленным местообитаниям (< 5). Таким образом, любое нарушение или уничтожение местообитания может привести к резкому сокращению численности вида или его уничтожению (D-критерий).

К охране могут предлагаться редкие, но менее известные виды (категория DD, недостаток данных). Однако в настоящее время таких видов грибов — большинство, и их выдвижение достаточно трудно обосновать.

Выделяются группы видов грибов, которые в принципе трудно оценить с позиций уязвимости и возможности адекватной их охраны, которые не стоит рекомендовать в красные книги (Svetasheva, 2015):

- крайне малоизвестные виды с неясной биологией и экологией, а также виды с неоднозначным таксономическим статусом;
- виды, способные существовать и воспроизводиться в местообитаниях, подверженных антропогенной нагрузке;
- виды с широкими экологическими нишами, широким кругом субстратов и симбионтов;
- виды, обитающие на помете и кострищах;
- виды, ассоциированные с растениями-интродуцентами;
- виды, определение которых требует подтверждения молекулярными, культуральными, биохимическими методами.

В статье рассмотрены подходы, принятые при оценке уязвимости и степени угроз для видов макромицетов, рекомендованных в новое издание Красной книги Ростовской области.

МАКРОМИЦЕТЫ РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ

Природные условия Ростовской области

Территория Ростовской обл. занимает $100\,967\text{ км}^2$. Она целиком располагается в степной зоне. Уже с 70-х годов XVIII в. целинные степи стали усиленно распахиваться. По мере роста населения интенсивность распашки возрастала. К середине XIX в. степи занимали 60%, а в настоящее время — не более 17% площади Ростовской обл. (Valkov, 2002). Эти уцелевшие небольшие участки подвержены интенсивной хозяйственной эксплуатации и сильно трансформированы и фрагментированы.

Сформированная на черноземах настоящая разнотравно-дерновиннозлаковая степь пострадала от распашки больше других типов. В настоящее

время она занимает 5696 км^2 , что составляет лишь 5.64% территории Ростовской обл. Если сохранившиеся участки трех подзональных типов степей принять за 100%, то на настоящую степь приходится 32.6%. Наибольшую площадь занимает сухая дерновиннозлаковая или типчаково-ковыльная степь — $8\,981\text{ км}^2$. Это составляет 8.89% от общей площади области, а от площади всех сохранившихся в области степей — 51.4%. Площадь пустынной полынно-дерновиннозлаковой степи незначительна, всего $2\,782\text{ км}^2$, или 2.78% от площади области. Это равно 15.9% от общей площади сохранившихся степей (Fedyayeva, 2002).

Лесистость Ростовской обл. составляет 2.4%, при этом 70% этих площадей занимают искусственные леса (The Forestry Department., 2023), на естественные приходится только 700 км^2 (Sokolova, 2015).

В целом естественные растительные сообщества Ростовской обл. можно охарактеризовать как существенно преобразованные хозяйственной деятельностью и фрагментированные. Значительные степные массивы сохраняются в юго-восточной части области, где находится Государственный природный заповедник «Ростовский». Высокое разнообразие и хорошая сохранность природных сообществ наблюдается в северных районах (Шолоховский, Верхне-Донской).

Изученность макромицетов Ростовской области

Биота макромицетов Ростовской обл. является одной из наиболее полно изученных среди степных регионов Европейской России. Микологические исследования здесь проводятся с 1955 года (Krasov, 1955). Систематическое изучение биоты макромицетов Ростовской обл. было начато Сергеем Львовичем Выщепаном в соавторстве с его научным руководителем Виктором Андреевичем Русановым. Итогом исследований стал таксономический список из 430 видовых и внутривидовых таксонов макромицетов, при этом 5 выявленных видов оказались новыми для Российской Федерации и 4 — для СССР (Vyshchepan, 1990; Vyshchepan, 1992). В 2000-х гг. в связи с инвентаризацией биоты Государственного музея-заповедника М.А. Шолохова (Rusanov et al., 2004) и проведением IX Рабочего совещания Комиссии по изучению макромицетов в 2006 г. (IX Workshop., 2008) сведения о микобиоте значительно пополнились. Наиболее полная сводка по таксономическому разнообразию микобиоты аридных регионов юго-запада европейской части России, включая и территорию Ростовской обл., опубликована в 2012 г. (Rebriev et al., 2012). К сожалению, в этой работе был приведен только

таксономический список, без анализа встречаемости видов в конкретных регионах.

На 2015 г. в Ростовской обл. было выявлено свыше 1200 макро- и более 1500 видов микромицетов (Rusanov et al., 2015).

В последние годы активность изучения макромицетов снизилась. Наиболее крупные публикации посвящены либо исследованиям на ООПТ, таких как Государственный заповедник “Ростовский” (Shiryaev et al., 2017; Rebriev, 2018) и Ботанический сад ЮФУ (Rusanov et al., 2018), либо редким и охраняемым видам (Rebriev, Ermolaeva, 2022; Ermolaeva et al., 2022).

МАКРОМИЦЕТЫ ВО ВТОРОМ ИЗДАНИИ КРАСНОЙ КНИГИ РОСТОВСКОЙ ОБЛАСТИ

В ходе работы над подготовкой второго издания (Red data book., 2014) было исключено 18 видов грибов (без учета лишайников), добавлено 11, итоговый список составил 37 видов. В последующие годы получено крайне мало новых данных о состоянии известных популяций и нахождении ранее неизвестных. Основные причины — нерегулярность исследований и краткие сроки плодоношения видов.

Уже во время работы над Красной книгой Ростовской обл. 2014 г. охраняемые виды макромицетов были условно разделены на несколько групп по степени редкости на территории области:

1. Достаточно широко распространенные в области (по итогам мониторинговых исследований и современных данных систематики), которые можно исключить из последующего издания Красной книги.

2. Находящиеся на территории области в относительно благоприятных условиях — наиболее многочисленная группа видов. Популяции многих из этих видов находятся в слабо нарушенных местообитаниях и на ООПТ.

3. Для 14 видов была выявлена угроза существования популяций вплоть до уничтожения одной или нескольких из них. Основные неблагоприятные факторы, ведущие к обеднению всего биоразнообразия, частью которого являются охраняемые виды грибов, — это постоянно растущая пасторальная нагрузка на немногочисленные оставшиеся степные участки (в том числе и имеющие статус ООПТ), рекреационная нагрузка на лесные и степные экосистемы, в особенности вблизи крупных населенных пунктов; радикальное изменение или уничтожение биотопов (распашка степей, изъятие грунта, застройка и т.п.), массовый сбор населением плодовых тел съедобных или уничтожение

несъедобных или малоизвестных видов. Для многих видов этой группы было рекомендовано повышение охранного статуса в последующем издании Красной книги.

4. Один вид — *Agaricus amanitiformis* Wasser — предположительно исчез на территории области. Единственная известная популяция в г. Ростове-на-Дону уничтожена (лесополоса вырублена, проведены постройки жилых и иных зданий и пр.). В связи с этим вид не был включен во второе издание Красной книги.

ТРАДИЦИОННЫЕ И НОВЫЕ ПОДХОДЫ (ДИСКУССИЯ)

В ходе работы над списком видов грибов, включаемых в предыдущие издания региональной Красной книги (Red data book, 2014), применялись традиционные подходы: число известных в области находок, редкость в соседних регионах и/или по всему ареалу и т.п. Однако редкость находок нужно рассматривать в первую очередь как результат недостаточно активных мониторинговых исследований (в области на 100 000 км² в настоящее время работает всего один миколог, специалист по небольшой группе базидиомицетов и не имеющий возможности мониторинга микобиоты в сочетании с краткостью и нерегулярностью плодоношения большинства макромицетов в аридных условиях).

Анализируя список охраняемых видов грибов с учетом рекомендаций Т.Ю. Светашевой (Svetasheva, 2015), можно вычленив большую группу видов, отмечаемых в условиях области часто (или даже всегда) в антропогенных местообитаниях, а также видов с широкими экологическими нишами. Нередко виды можно поместить в обе группы. Таким образом, даже без количественных оценок по критериям МСОП предложено исключить из нового списка охраняемых видов грибов 22 вида (табл. 1).

Такая ситуация при переходе на более четкие количественные критерии оценки вполне ожидаема. Для сравнения, при подготовке рекомендаций для нового издания КК РФ при списке в 24 вида грибов было предложено к исключению 12, т.е. половина. В то же время дополнительно включено 28 видов макромицетов, так что итоговый список составил 41 вид (Order., 2023). Включение новых видов в федеральный перечень стало возможным благодаря большой работе по анализу распространения, экологии, других параметров, позволивших достоверно оценить степень угрозы и необходимость охраны этих видов. Было привлечено большое число специалистов — как по отдельным таксономическим

Таблица 1. Виды макромикетов из Красной книги Ростовской обл. (2014), исключаемые из нового издания

Таксон	Категория в Красной книге Ростовской области 2014 г.	Оценка состояния областных популяций
<i>Ascomycota</i> <i>Pezizales</i> <i>Morchellaceae</i>		
<i>Morchella steppicola</i> Zerova	2	Достаточно обычен, в т.ч. на залежах и в антропогенных местобитаниях. Плодоношение стимулируется пожарами.
<i>Basidiomycota</i> <i>Agaricales</i> <i>Agaricaceae</i>		
<i>Agaricus bernardii</i> formis Bohus	2	Произрастает группами на почве на степных участках, вблизи водоемов, на заливных лугах, пустырях, в зарослях рудеральной растительности. Состояние популяций удовлетворительное. Угрозы существованию вида нет.
<i>A. litoralis</i> (Wakef. et A. Pearson) Pilát	3	Нередок. Произрастает группами, иногда очень обильно, в различных типах местообитаний, в том числе в антропогенно-нарушенных (на пастбищах) и искусственных (в лиственных и сосновых насаждениях). В годы с высокой влажностью в период плодоношения достигает значительной численности. Угрозы существованию вида нет.
<i>A. lutosus</i> (F.H. Møller) F.H. Møller	3	Произрастает в различных типах местообитаний, в том числе в искусственных лиственных насаждениях. Угроза неочевидна.
<i>A. urinascens</i> var. <i>excellens</i> (F.H. Møller) Nauta	3	Согласно современным обработкам вида разновидность var. <i>excellens</i> упразднена (отличия от типовых образцов не являются четкими, лежат в пределах нормы изменчивости вида). Вид <i>Agaricus urinascens</i> не является редким.
<i>Battarrea phalloides</i> (Dicks.) Pers.	3	Растет на разных типах почв (глинистой и песчаной, черноземе), в степях, на старых фермах и стоянках скота, залежах, местах с большим количеством вторичной органики. Угрозы существованию вида нет.
<i>Chlorophyllum olivieri</i> (Barla) Vellinga	3	Растет в лесополосах из дуба с примесью клена, а также в робиниевых и кленово-робиниевых лесонасаждениях. Преимущественно встречается в парках и садах, часто в оранжереях, теплицах и парниках, на унавоженной почве.
<i>Leucoagaricus barssii</i> (Zeller) Vellinga	3	Произрастает в антропогенных местообитаниях: в парках, садах, на полях и пашнях, в зарослях рудералов. Угроза и меры охраны неочевидны.
<i>L. moseri</i> (Wasser) Wasser	3	Произрастает в искусственных насаждениях из робинии, клена, гледичии, абрикоса, дуба. Угроза и меры охраны неочевидны.
<i>L. pilatianus</i> (Demoulin) Bon et Boiffard	3	Произрастает в искусственных насаждениях лиственных пород. Плодоношение отмечается только в годы с высоким уровнем осадков. Угроза и меры охраны неочевидны.
<i>L. wichanskyi</i> (Pilát) Bon et Boiffard	3	Произрастает группами в различных типах местообитаний, в том числе в антропогенно-нарушенных (на газонах и лужайках) и искусственных (в лиственных и сосновых насаждениях). Угрозы существованию вида нет.
<i>Montagnea arenaria</i> (DC.) Zeller	3	Распространен в юго-восточных районах, в связи с аридизацией ареал в области увеличивается. Состояние популяций удовлетворительное. Угрозы существованию вида нет.
<i>Tulostoma kotlabae</i> Pouzar	3	В различных сообществах, включая антропогенные местобитания. Угроз нет.
<i>T. pulchellum</i> Sacc.	3	В различных сообществах, включая антропогенные местобитания. Возможно, комплекс морфологически близких видов. Угроз нет.

Окончание таблицы 1

Таксон	Категория в Красной книге Ростовской области 2014 г.	Оценка состояния областных популяций
<i>Amanitaceae</i>		
* <i>Amanita vittadinii</i> (Moretti) Sacc.	3	Много находок в Ростовской, Волгоградской и Свердловской обл., в Калмыкии. Встречается в антропогенно измененных сообществах, в том числе на газонах и залежах, в местах с перевыпасом скота и пр. Исключен из Перечня объектов растительного мира, занесенных в Красную книгу Российской Федерации.
<i>Tricholomataceae</i>		
* <i>Leucopaxillus lepistoides</i> (Maire) Singer	3	Исследования последних 10 лет показали, что это достаточно распространенный рудеральный вид. Активно адаптируется к антропогенным местообитаниям, имеются находки на городских газонах, летных полях, в местах выгона скота. Угрозы существованию вида нет. Исключен из Перечня объектов растительного мира, занесенных в Красную книгу Российской Федерации.
<i>Boletales</i> <i>Boletaceae</i>		
<i>Leccinum duriusculum</i> (Schulzer ex Kalchbr.) Singer		Распространение в области существенно уточнено. Он является одним из обычных микоризообразователей во влажных аренных и пойменных лесах, на песчаных почвах. Состояние популяций стабильное. Угрозы существованию вида нет.
<i>Sclerodermataceae</i>		
<i>Pisolithus arhizus</i> (Scop.) Rauschert	3	Имеет большой круг хозяев; часто встречается в нарушенных местообитаниях. Угрозы существованию вида нет.
<i>Gaeastrales</i> <i>Gaeastraceae</i>		
* <i>Geastrum fornicatum</i> (Huds.) Hook	3	Находок в степной и лесостепной зонах европейской части достаточно много, плодоносит иногда массово и в разных местообитаниях, включая старые лесополосы с мощной подстилкой. Исключен из Перечня объектов растительного мира, занесенных в Красную книгу Российской Федерации.
<i>Myriostoma coliforme</i> (Pers.) Corda		Выявлен ряд новых находок вида в области. Вид с широкой экологической амплитудой и небольшой, но стабильной численностью. Нередок в антропогенных местообитаниях, растет на разных субстратах, в местах с большим количеством вторичной органики. Угрозы существованию вида нет.
<i>Phallales</i> <i>Phallaceae</i>		
<i>Mutinus caninus</i> (Huds.) Fr.	2	В области отмечен только в г. Ростове-на-Дону и его окрестностях. Рудеральный вид, тяготеет к нарушенным и антропогенно трансформированным сообществам (возможно, заносный вид).

Примечание. Звездочкой отмечены таксоны, исключенные из нового издания Красной книги Российской Федерации (Order., 2023).

группам грибов, так и по региональным микобиотам. К сожалению, в пределах Ростовской обл. для такого анализа недостаточно данных, в связи с чем было предложено дополнить список охраняемых видов грибов только двумя таксонами (*Geastrum berkeleyi* Massee и *Melanogaster broomeanus* Berk.),

выявленными в результате пересмотра доступных коллекций.
В то же время исключение из охранного списка значительного числа видов, многие из которых очень редко отмечаются в России и в мире, — не самое лучшее решение. Более разумным видится

перевод значительного числа таких видов в мониторинговый список (что сохранит повышенное к ним внимание специалистов и даст надежду на получение новой адекватной информации о них) либо в основной список с категорией DD — недостаточно данных.

На исключение в итоге были предложены те виды, по которым есть достаточно сведений, позволяющих оценить состояние их популяций в Ростовской обл. и сделать вывод об отсутствии угроз (12 видов).

Отдельно нужно сказать о видах, включенных в издание КК РФ (Red data book., 2008). Таких видов три: *Amanita vittadinii*, *Leucopaxillus lepistoides* и *Geastrum fornicatum*. Разумность их включения в КК РФ и состояние на территории области обсуждались неоднократно (Gorbunova, Rebriev, 2017; Rebriev, 2017; Svetasheva et al., 2017). Однако необходимость охраны видов из федеральной Красной книги на региональном уровне закреплена юридически. Подобная ситуация наблюдается и, например, у ботаников, которые должны рекомендовать к охране многие виды ковылей, ирис карликовый и прочие виды, широко распространенные в области. В настоящее время, после утверждения нового федерального списка охраняемых видов (Order., 2023), такая необходимость отпадает.

Учитывая сложность оценки численности популяций и доли в них половозрелых особей, адекватная оценка редкости видов по критериям А, С, D не представляется возможной. Оценка редкости

проводилась по критерию В (географическое распространение: ареал и местообитание). О правомерности использования этого критерия говорят приуроченность большинства видов к определенному спектру растительных сообществ и высокая их фрагментированность. Расчет проводился с использованием ресурса “Удобная работа..” (Convenient work., 2023). Большинство видов предварительно получило оценку исчезающий: EN/И, что связано с относительно малыми площадями естественных экосистем, их сильной фрагментированностью и деградацией.

Очевидно, что применяемые в планетарном масштабе количественные показатели ареала и местообитания при региональных оценках нуждаются в некоем “понижающем коэффициенте”. Таких коэффициентов, насколько известно, не выработано. Однако проблема масштаба и использования критериев на региональном уровне рассматривается в ряде работ (IUCN Red List categories., 2012; Zavarzin, Muchnik, 2005). Допускается, что глобальная оценка редкости вида может не соответствовать региональной или национальной. С учетом этих допущений окончательная оценка редкости была изменена на один шаг в сторону меньшей угрозы (в большинстве случаев до VU — угрожаемый). Результаты по оценке статуса угрозы исчезновения видов грибов на территории Ростовской обл. представлены в табл. 2.

Таблица 2. Список видов грибов, предлагаемых в Красную книгу Ростовской обл. 2024 г. с оценкой редкости

Таксон	Категория в Красной книге Ростовской области 2014 г.	Характеристика	Статус угрозы исчезновения
<i>Ascomycota</i> <i>Pezizales</i> <i>Pezizaceae</i>			
<i>Sarcosphaera coronaria</i> (Jacq.) J. Schröt.	3	Сапротроф гумусовый; возможно, микоризообразователь с хвойными и лиственными (особенно березой) породами. В области растет в разнотравно-типчаковой степи с <i>Caragana frutex</i> . Лимитирующие факторы: уничтожение и деградация местообитаний в ходе хозяйственной деятельности (распашка, выжигание растительности); требовательность к составу почв. Рекомендован в КК РФ (2023) со статусом У/VU.	VU C2a(i)
<i>Basidiomycota</i> <i>Agaricales</i> <i>Agaricaceae</i>			
<i>Agaricus moellerianus</i> Bon	3	Гумусовый сапротроф. Произрастает на почве в пойменных зрелых тополевых лесах, в искусственных насаждениях с преобладанием тополя и одичавших садах.	VU B1ab(iii) B2ab(iii)

Продолжение таблицы 2

Таксон	Категория в Красной книге Ростовской области 2014 г.	Характеристика	Статус угрозы исчезновения
<i>Floccularia rickenii</i> (Bohus) Wasser ex Bon	3	Лимитирующие факторы: сбор плодовых тел населением, сильная антропогенная нагрузка на биотопы. Не исключена возможность полного уничтожения популяции в пойменных лесонасаждениях на о. Зеленом вследствие интенсивного освоения территории. Гумусовый сапротроф. Произрастает в основном в насаждениях робинии, а также в широколиственных лесах и насаждениях с участием робинии и гледичии. Лимитирующие факторы: вероятно, имеет узкую экологическую приуроченность. Возможен ошибочный сбор плодовых тел населением, ухудшение состояния местообитаний вследствие сильной антропогенной нагрузки.	DD
<i>Leucoagaricus sublittoralis</i> (Kühner ex Hora) Singer	3	Гумусовый сапротроф. Обитает в пойменных лиственных лесах, по опушкам, на легких песчаных или известково-глинистых почвах. Лимитирующие факторы: не изучены.	VU B1ab(iii) B2ab(iii)
<i>Leucocoprinus badhamii</i> (Berk. et Broome) Locq.	3	Гумусовый сапротроф. Обитает в пойменных и байрачных лиственных лесах на богатых почвах. Лимитирующие факторы: не изучены.	VU B1ab(iii) B2ab(iii)
<i>Amanitaceae</i>			
<i>Amanita echinocephala</i> (Vittad.) Quél.	3	Микоризообразователь. Обитает в широколиственных (в т.ч. пойменных) и смешанных лесах с участием дуба, преимущественно на богатой кальцинированной почве, а также в сосновых насаждениях на песках. Лимитирующие факторы: не изучены.	VU B1ab(iii)
<i>Entolomataceae</i>			
<i>Entoloma lividoalbum</i> (Kuhn. et Romagn.) Kubicka	2	Микоризообразователь. Растет большими группами в лесах и насаждениях с преобладанием дуба, в парках и садах. Предпочитает богатые гумусом почвы. Лимитирующие факторы: высокая антропогенная нагрузка на местообитания (рекреация, лесные пожары, выпас скота в лесах и пр.). Массовый сбор плодовых тел населением.	VU B1ab(iii)
<i>Pleurotaceae</i>			
<i>Hohenbuehelia petaloides</i> (Bull.) Schulzer	3	Гумусовый сапротроф. Растет большими скоплениями на почве в дубово-широколиственных лесах и насаждениях, на богатой органикой почве среди растительных остатков. Лимитирующие факторы: высокая антропогенная нагрузка на местообитания (рекреация, лесные пожары, выпас в лесах), их уничтожение при освоении территории под объекты промышленного и гражданского строительства. Возможен сбор плодовых тел населением.	VU B1ab(iii)
<i>Phelloriniaceae</i>			
<i>Phellorinia herculeana</i> (Pers.) Kreisel	1	Гумусовый сапротроф. Произрастает в степях, полупустынях и пустынях, на закрепленных и полужакопленных песках, на глинистых почвах. Плодоносит нерегулярно, единично или небольшими группами. Ксеротермофильный вид. Лимитирующие факторы: ограниченность доступных местообитаний (степи, полупустыни).	VU B1ab(iii)

Продолжение таблицы 2

Таксон	Категория в Красной книге Ростовской области 2014 г.	Характеристика	Статус угрозы исчезновения
<i>Boletales</i> <i>Paxillaceae</i>			
<i>Melanogaster broomeanus</i> Berk.	3	Микоризообразователь с лиственными породами, часто с дубом. В области найден в смешанной лиственной посадке с участием дуба. Плодовые тела образуются в почве или подстилке группами. Лимитирующие факторы: сокращение площади и ухудшение состояния лиственных лесов с участием дуба.	VU B1ab(iii)
<i>M. variegatus</i> (Vittad.) Tul. et C. Tul.	3	Микоризообразователь с лиственными породами, часто с дубом. В области найден в байрачных лесах и смешанной лиственной посадке с участием дуба. Плодовые тела образуются в почве или подстилке группами. Лимитирующие факторы: сокращение площади и ухудшение состояния лиственных лесов с участием дуба.	VU B1ab(iii)
<i>Geastrales</i> <i>Geastraceae</i>			
<i>Geastrum berkeleyi</i> Massee	3	Сапротроф гумусовый и подстилочный, встречается в сухих изреженных лесах и лесопосадках, обычно по несколько экземпляров, плодоношение не ежегодное. Сроки плодоношения не установлены, поскольку обнаруживались уже старые плодовые тела. Лимитирующие факторы: не изучены.	VU B1ab(iii)
<i>G. corollinum</i> (Batsch) Hollós	3	Сапротроф гумусовый и подстилочный, встречается в каменистых степях и изреженных байрачных лесах. Сроки плодоношения не установлены, поскольку обнаруживались уже старые плодовые тела. Лимитирующие факторы: не изучены.	VU B1ab(iii)
<i>G. saccatum</i> Fr.	2	Сапротроф гумусовый и подстилочный. Встречается небольшими группами в пойменных и байрачных лесах, насаждениях лиственных пород. Лимитирующие факторы: рекреационная и пасторальная нагрузка на местообитания — для популяций, находящихся вблизи населенных пунктов.	LC B1ab(iii)
<i>Phallales</i> <i>Gastrosporiaceae</i>			
<i>Gastrosporium simplex</i> Mattir.	3	Гумусовый сапротроф, предполагаются симбиотические взаимоотношения с видами ковылей. Плодоношение полуподземное. Стенобионтный вид, произрастает в целинных типчаково-ковыльных степях на легких почвах на хорошо прогреваемых местах, плодоносит небольшими группами. Лимитирующие факторы: сокращение мест обитаний — целинных ковыльных степей. Внесен в список МСОП в категории NT (A2c+3c+4c) (Berube et al., 2019), рекомендован в КК РФ (2023) со статусом У/VU.	VU B1ab(iii) B2ab(iii)
<i>Polyporales</i> <i>Ganodermataceae</i>			
<i>Ganoderma lucidum</i> (Curtis) P. Karst.	3	Ксилосапротроф; вызывает коррозионную гниль древесины. В области растет на пнях, крупном валеже и сухостоях в деревьях лиственных пород в лесах и насаждениях, в парках, скверах.	EN B1ab(iii) B2ab(iii)

Окончание таблицы 2

Таксон	Категория в Красной книге Ростовской области 2014 г.	Характеристика	Статус угрозы исчезновения
		Лимитирующие факторы: географическая изолированность популяций, их близость к населенным пунктам и связанные с этим нарушения среды обитания (рекреация, рубки ухода в парковой зоне Ростова-на-Дону и пр.). Сбор плодовых тел населением ввиду их декоративных и лекарственных качеств. Включен к КК РФ (2008), рекомендован в новое издание КК РФ (2023) со статусом У/VU.	
		<i>Polyporaceae</i>	
<i>Polyporus rhizophilus</i> (Pat.) Sacc. ≡ <i>Picipes rhizophilus</i> (Pat.) J.L. Zhou et B.K. Cui	3	Сапротрофно-паразитический тип питания. Встречается в степях у основания живых или сухих дернин плотно-дерновинных злаков (<i>Agropyron</i> , <i>Stipa</i> , <i>Koeleria</i> , <i>Festuca</i>), плодоносит одиночно или небольшими группами (по 1–3 плодовых тела на дернине). Лимитирующие факторы: хозяйственная деятельность, ведущая к исчезновению плотно-дерновинных злаков из травостоя (распашка целинных степей, перевыпас). Уничтожение дернин злаков при пожарах. Вид внесен в список МСОП с категорией VU (C2a(i)) (Krisai-Greilhuber, 2019), рекомендован в КК РФ (2023) со статусом У/VU.	VU B1ab(iii) B2ab(iii)

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Применение критериев Международного союза охраны природы по отношению к грибам и другим микроскопическим организмам имеет определенные сложности, связанные с невозможностью в большинстве случаев оценить размеры популяции, численность индивидуумов. Наиболее перспективным для оценки редкости видов, на мой взгляд, является критерий В (географическое распространение: ареал и местообитание). Применение критериев МСОП на региональном уровне также имеет определенные сложности. При региональных оценках редкости и угрожаемости необходима разработка четких “понижающих коэффициентов” в зависимости от площади рассматриваемых территориальных выделов.

Исследование выполнено в рамках реализации госзадания ЮНЦ РАН № 122020100332-8.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

Berube J., Jeppson M., Knutsson T. et al. *Gastrosporium simplex*. The IUCN Red list of threatened Species, 2019: e.T63579691A63579694.
<https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2019-2.RLTS.T63579691A63579694.en>. Accessed 30.10.2023.

Convenient work with the status of the IUCN. 2023. http://iucn.info/index_rl.html. Accessed 30.10.2023. (In Russ.).

Ermolaeva O. Yu., Shmaraeva A.N., Shishlova Zh.N. et al. New records of rare species of plants and fungi in the northern districts of the Rostov region. Vestnik of Orenburg State Pedagogical University. Electronic Scientific Journal. 2022. N2 (42). P. 21–36. (In Russ.).
<https://doi.org/10.32516/2303-9922.2022.42.3>

Fedyeva V.V. Vegetation cover. In: Natural conditions and natural resources of the Rostov region. Rostov-on-Don, 2002, pp. 226–282. (In Russ.).

Gorburnova I.A., Rebriev Yu.A. Rare species of gasteromycetes of Russia. Rastitelnyy mir Aziatskoy Rossii. 2017. N2 (26). P. 3–9. (In Russ.).
[https://doi.org/10.21782/RMAR1995-2449-2017-2\(3-9\)](https://doi.org/10.21782/RMAR1995-2449-2017-2(3-9))

IUCN Red List categories and criteria, version 3.1, second edition. IUCN, Gland, Switzerland, 2012.

IX Workshop of the Commission for the study of macromycetes (Veshenskaya, October 4–10, 2006). Annotated lists of species of fungi and myxomycetes. Rostov-on-Don, 2008. (In Russ.).

Krasov L.I. Mycoflora and fungal diseases of tree and shrub species of the Rostov region. Cand. biol. thesis. Rostov-on-Don, 1955 (in Russ.).

Krisai-Greilhuber I. *Picipes rhizophilus*. The IUCN Red list of threatened species, 2019: e.T147440473A148038829.
<https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2019-2.RLTS.T147440473A148038829.en>. Accessed 23.03.2023.

- Order N 161 dated 24.03.2020. On Amendments to the procedure for maintaining the Red data book of the Russian Federation, approved by Order N306 of the Ministry of Natural Resources of the Russian Federation dated 23.05.2016. <http://publication.pravo.gov.ru/Document/View/0001202004020021?ysclid=lsoskc9prm251036814>. (In Russ.).
- Order N 376 of the Ministry of Natural Resources and Ecology of the Rostov Region dated 22.12.2023 "On approval of lists (list) of objects of fauna and flora included in the Red data book of the Rostov region and excluded from it". <https://минприродыро.рф/documents/active/284725>. (In Russ.).
- Order N 320 of the Ministry of Natural Resources and Ecology of the Russian Federation dated 23.05.2023 "On approval of the list of flora listed in the Red data of the Russian Federation". <http://publication.pravo.gov.ru/document/0001202307210008>. (In Russ.).
- Rebriev Yu.A. Macromycetes of the "Rostovsky" reserve and adjacent territories. In: S.V. Berdnikov (ed.). Proceedings of the Southern Scientific Center of the Russian Academy of Sciences, V. 7: Natural and anthropogenic factors in the transformation of the ecosystem of the Western Manych. Rostov-on-Don, 2018, pp. 176–188. (In Russ.).
- Rebriev Yu.A. The problem of rarity of *Amanita vittadinii* is a species from the Red data book of the Russian Federation. In: Materials of the III All-Russian Scientific and Practical conference with international participation "Maintaining regional Red data books: achievements, problems and prospects. Volgograd, 2017, pp. 22–24. (In Russ.).
- Rebriev Yu.A., Ermolaeva O. Yu. Distribution of IUCN Red list species of fungi *Gastrosporium simplex* and *Picipes rhizophilus* in the Rostov region. In: Biological diversity and bioresources of the steppe zone in a changing climate: proceedings of the International Scientific Conference (May 24–29, 2022). Southern Federal University Press, Rostov-on-Don, Taganrog, 2022, pp. 160–162 (in Russ.).
- Rebriev Yu.A., Rusanov V.A., Bulgakov T.S. et al. Mycobiota of the arid territories of the South-West of Russia. Rostov-on-Don, 2012. (In Russ.).
- Red data book of the Rostov Region. V. 2. Plants and fungi. 2nd edition (ed. V.V. Fedyayeva). Rostov-on-Don, 2014. (In Russ.).
- Red data book of the Russian Federation (Plants and fungi). Moscow, 2008. (In Russ.).
- Rusanov V.A., Bulgakov T.S., Rebriev Yu.A. Mycobiota of the SFU Botanical Garden: the history of study and modern information. In: The role of botanical gardens in the conservation and monitoring of biodiversity. Proceedings of materials. Southern Federal University. Southern Federal University Press, Rostov-on-Don, 2015, pp. 123–126. (In Russ.).
- Rusanov V.A., Rebriev Yu.A., Chernyaeva I.O. et al. Macromycetes. In: Flora, fauna and mycobiota of the State Museum-reserve of M.A. Sholokhov. Rostov-on-Don, 2004, pp. 217–228. (In Russ.).
- Rusanov V.A., Rebriev Yu.A., Bulgakov T.S. Macromycetes of the Botanical garden of Southern Federal University. In: Proceedings of the Botanical garden of the southern Federal University: monograph. Issue 3. Rostov-on-Don, Taganrog, 2018, pp. 66–108. (In Russ.).
- Shiryaev A.G., Rebriev Yu.A., Knudsen H. Addition to mycobiota of the Rostov State Nature Reserve and adjacent territories. Rastitelnyy mir Aziatskoy Rossii. 2017. V. 4. P. 3–10. [https://doi.org/10.21782/rmar1995-2449-2017-4\(3-10\)](https://doi.org/10.21782/rmar1995-2449-2017-4(3-10)) (In Russ.).
- Sokolova T.A. Classification of alder forests on sandy mounds in the Rostov region. Rastitelnost Rossii. 2015. N26. P. 108–128. (In Russ.). <https://doi.org/10.31111/vegus/2015.26.108>
- Svetasheva T. Yu. About criteria of selection of fungi for the Red data book of Russia. In: Yu. T. Dyakov, Yu. V. Sergeev (eds). Modern mycology in Russia. V. 4. Materials of the 3rd International Mycological Forum. Moscow, 2015. V. 4, pp. 121–123. (In Russ.).
- Svetasheva T. Yu., Rebriev Yu.A., Voronina E. Yu. et al. Proposals for a new edition of the Red data book of the Russian Federation: agaricoid and gasteroid basidiomycetes. In: Modern mycology in Russia: Materials of the 4th Congress of Mycologists of Russia. V. 6 (1). Natsionalnaya akademiya mikologii, Moscow, 2017. P. 156–157. (In Russ.).
- The Forestry Department of the Rostov region – the official website of the Rostov region authority. <http://rostles.donland.ru/Default.aspx?pageid=51990>. (In Russ.). Accessed 30.03.2023.
- Valkov V.F. Land fund and soil cover. In: Natural conditions and natural resources of the Rostov region. Rostov-on-Don, 2002, pp. 171–225. (In Russ.).
- Vyshchepan S.L. Macromycetes of the Azov virgin steppes in Rostov region. Mikologiya i fitopatologiya. 1992. V. 26 (2). P. 83–87. (In Russ.).
- Vyshchepan S.L. The macromycetes of the lower Don and northern parts of Azov Sea Region (in Rostov Region borders). Cand. biol. thesis. Kiev, 1990. (In Russ.).
- Zavarzin A.A., Muchnik E.E. Application of global categories and criteria of the World Conservation Union's Red List at the regional level. Botanicheskiy Zhurnal. 2005. V. 90 (1). P. 105–118. (In Russ.).
- Вальков В.Ф. (Valkov) Земельный фонд и почвенный покров // Природные условия и естественные ресурсы Ростовской области. Ростов-на-Дону, 2002. С. 171–225.
- Выщепан С.Л. (Vyshchepan) Макромицеты низовий Дона и Северного Приазовья (в пределах Ростовской области). Дисс. ... канд. биол. наук. Киев, 1990. 363 с.
- Выщепан С.Л. (Vyshchepan) Макромицеты приазовских целинных степей Ростовской области // Микология и фитопатология. 1992. Т. 26. № 2. С. 83–87.
- Горбунова И.А., Ребриев Ю.А. (Gorbunova, Rebriev) Редкие виды гастероидных базидиомицетов России //

- Растительный мир Азиатской России. 2017. № 2 (26). С. 3–9.
- Департамент лесного хозяйства Ростовской области – официальный сайт органа власти Ростовской области (The Forestry Department...). 2023. <http://rostles.donland.ru/Default.aspx?pageid=51990>
- Ермолаева О.Ю., Шмараева А.Н., Шишлова Ж.Н. и др. (Ermolaeva et al.) Новые находки редких видов растений и грибов в северных районах Ростовской области // Вестник Оренбургского гос. пед. ун-та. 2022. № 2 (42). С. 21–36.
- Заварзин А.А., Мучник Е.Э. (Zavarzin, Muchnik) Возможности применения глобальных категорий и критериев Красного списка Всемирного Союза Охраны Природы на региональном уровне // Ботанический журнал. 2005. Т. 90. № 1. С. 105–118.
- Красная книга Российской Федерации (растения и грибы) (Red data book) Гл. редколл.: Ю.П. Трутнев и др. Сост. Р.В. Камелин и др. М.: КМК, 2008. 855 с.
- Красная книга Ростовской области (Red data book). Изд. 2-е. Т. 2. Растения и грибы. Ростов-на-Дону, 2014. 344 с.
- Красов Л.И. (Krasov) Микофлора и грибные болезни древесных и кустарниковых пород Ростовской области. Дис. ... канд. биол. наук. Ростов-на-Дону, 1955. 240 с.
- Приказ Министерства природных ресурсов и экологии Российской Федерации от 24.03.2020 № 161 “О внесении изменений в порядок ведения Красной книги Российской Федерации, утвержденный приказом Минприроды России от 23 мая 2016 г. № 306” (Order N161).
- Приказ Министерства природных ресурсов и экологии Российской Федерации от 23.05.2023 № 320 “Об утверждении Перечня объектов растительного мира, занесенных в Красную книгу Российской Федерации” (Order).
- Приказ Министерства природных ресурсов и экологии Ростовской области от 22.12.2023 № 376 “Об утверждении Перечней (списка) объектов животного и растительного мира, занесенных в Красную Книгу Ростовской области и исключенных из нее” (Order).
- Ребриев Ю.А. (Rebriev) Проблема редкости *Amanita vittadinii* – вида из Красной книги Российской Федерации // Сборник материалов III Всероссийской научно-практической конференции с международным участием “Ведение региональных Красных книг: достижения, проблемы и перспективы”. Волгоград, 2017. С. 22–24.
- Ребриев Ю.А. (Rebriev) Макромицеты заповедника “Ростовский” и прилегающих территорий // Труды Южного научного центра Российской академии наук. Т. VII: Природные и антропогенные факторы в трансформации экосистемы Западного Маньча / Отв. ред. С.В. Бердников. Ростов-на-Дону: Изд-во ЮНЦ РАН. 2018. С. 176–188.
- Ребриев Ю.А., Ермолаева О.Ю. (Rebriev, Ermolaeva) Распространение в Ростовской области видов грибов из Красного Списка МСОП *Gastrosporium simplex* и *Picipes rhizophilus* // Биологическое разнообразие и биоресурсы степной зоны в условиях изменяющегося климата: сборник материалов Международной научной конференции (24–29 мая 2022 г.). Ростов-на-Дону; Таганрог: Изд-во Южного фед. ун-та, 2022. С. 160–162.
- Ребриев Ю.А., Русанов В.А., Булгаков Т.С. и др. (Rebriev et al.) Микобиота аридных территорий юго-запада России. Ростов-на-Дону: Изд-во ЮФУ, 2012. 88 с.
- Русанов В.А., Булгаков Т.С., Ребриев Ю.А. (Rusanov et al.) Микобиота Ботанического сада ЮФУ: история изучения и современные сведения // Роль ботанических садов в сохранении и мониторинге биоразнообразия. Сборник материалов. Южный федеральный университет. Ростов-на-Дону: Изд-во ЮФУ, 2015. С. 123–126.
- Русанов В.А., Ребриев Ю.А., Булгаков Т.С. (Rusanov et al.) Макромицеты Ботанического сада Южного федерального университета // Труды Ботанического сада Южного федерального университета: монография. Вып. 3 / под ред. Т.В. Вардуни. Ростов-на-Дону; Таганрог: Изд-во Южного фед. ун-та, 2018. С. 66–108.
- Русанов В.А., Ребриев Ю.А., Черняева И.О. и др. (Rusanov et al.) Макромицеты // Флора, фауна и микобиота Государственного музея-заповедника М.А. Шолохова. Ростов-на-Дону: Юг, 2004. С. 217–228.
- Светашева Т.Ю. (Svetasheva) О критериях отбора видов грибов для Красной книги России // Ю.Т. Дьяков, Ю.В. Сергеев (ред.). Современная микология в России. Т. 4. Материалы III Международного микологического форума. М.: Нац. акад. микол., 2015. С. 121–123.
- Светашева Т.Ю., Ребриев Ю.А., Воронина Е.Ю. и др. (Svetasheva et al.) Предложения в новое издание Красной книги РФ: агарикоидные и гастероидные базидиомицеты // Современная микология в России. Материалы 4-го Съезда микологов России, 2017. Т. 6. С. 156–157.
- Соколова Т.А. (Sokolova) Классификация черноольшаников песчаных массивов Ростовской области // Растительность России. 2015. № 26. С. 108–128.
- Удобная работа со статусом IUCN (Convenient work). 2023. http://iucn.info/index_rl.html. Просмотрено 30.03.2023.
- Федяева В.В. (Fedyaeva) Растительный покров // Природные условия и естественные ресурсы Ростовской области. Ростов-на-Дону, 2002. С. 226–282.
- Ширяев А.Г., Ребриев Ю.А., Кнудсен Х. (Shiryaev et al.) Дополнение к микобиоте Ростовского заповедника и прилегающих территорий // Растительный мир Азиатской России. 2017. № 4. С. 3–10.
- IX Рабочее совещание комиссии по изучению макромицетов (Вешенская, 4–10 октября 2006 г.). Аннотированные списки видов грибов и миксомицетов. Сборник статей (IX Workshop) Ростов-на-Дону: Изд-во ЮФУ, 2008. 90 с.

Species of Fungi Recommended in the Red Data Book of the Rostov Region on the Basis of the IUCN Criteria

Yu. A. Rebriev^{a, #}

^a Southern Scientific Centre of the Russian Academy of Sciences, Rostov-on-Don, Russia

[#]e-mail: rebriev@yandex.ru

Using the example of the preparation of the third edition of the Red data book of the Rostov Region (section Fungi), the experience of applying criteria developed by the International Union for Conservation of Nature is presented. Until recently, the assessment of rarity and threats was carried out using traditionally accepted methods in Russia and often allowed for a significant degree of subjectivity. The IUCN criteria are based on quantitative assessments, which permit a more of accurate evaluation of species status and associated threats. The introduction of new assessment criteria frequently results in a notable revision of the lists of species proposed for protection, with the exclusion of a considerable number of species. The application of most criteria in relation to fungi is exceedingly challenging. Criterion B (geographical distribution: extent of occurrence and area of occupancy) is the most adequate, which allows to indirectly assess the degree of threat of extinction of the species in the territory under consideration. Since the IUCN criteria have been developed for assessment at the global level, it is necessary to develop clearer recommendations for work at the regional level regarding the assessment of the area of areal and habitat.

Keywords: areal, categories, habitat, mycobiota, species conservation, threatened species

ПЕРВЫЕ СВЕДЕНИЯ О МАКРОМИЦЕТАХ ЗАКРЫТОГО ГРУНТА ДОНЕЦКОГО БОТАНИЧЕСКОГО САДА (РОССИЯ)

© 2024 г. И. В. Бондаренко-Борисова, С. Д. Трискиба

Донецкий ботанический сад, 283023 Донецк, Россия

*e-mail: irina_bondarenko_2022@mail.ru

**e-mail: triskiba.serg@mail.ru

Поступила в редакцию 20.05.2024 г.

После доработки 15.07.2024.

Принята к публикации 28.08.2024 г.

В оранжереях и теплицах Донецкого ботанического сада за 12-летний период (2007–2008 и 2015–2024 гг.) обнаружено 26 видов макромицетов из двух отделов — *Basidiomycota* (23 вида, 88%) и *Ascomycota* (3 вида, 12%). Семь видов — *Cyathus striatus*, *Gymnopilus liquiritiae*, *Mycena epipterygia*, *M. leptcephala*, *Panaeolus fimicola*, *Peziza varia*, *P. vesiculosa* впервые указаны для территории ботанического сада. Видовое разнообразие макромицетов закрытого грунта оказалось низким — здесь отмечено только 10–18% видов из известных для антропогенно измененных фитоценозов Донбасса. В видовом спектре преобладали мультирегиональные космополиты (20 видов, 77%), в трофическом спектре — сапротрофы (17 видов, 65%). Отмечено два пика формирования плодовых тел: зимний — в январе и феврале, и осенний — в октябре. Сообщества макромицетов в оранжереях и теплицах представлены случайно занесенными видами. Занос грибов в закрытый грунт происходил с органическими субстратами местного и импортного происхождения. Это может способствовать проникновению в регион чужеродных грибов и их дальнейшей натурализации в местных фитоценозах.

Ключевые слова: биоразнообразие, ботанический сад, Донбасс, макромицеты, оранжереи, чужеродные грибы

DOI: 10.31857/S0026364824060041, EDN: uoawkz

ВВЕДЕНИЕ

Растительные сообщества ботанических садов представляют собой уникальное сочетание адвентивных и местных видов. В ходе целенаправленной интродукции растений в коллекции и экспозиции происходит непреднамеренный занос сопутствующих им аборигенных и чужеродных организмов (в т.ч. грибов) — как с живыми растениями, так и с органическими субстратами, используемыми для их выращивания (мертвая древесина, компост, гумус, торф, готовые почвосмеси иностранных и отечественных производителей). В результате насаждения ботанических садов становятся точками концентрации не только различных местных видов грибов, но и местами адаптации чужеродных грибов к региональным условиям, своеобразным плацдармом для их дальнейшего внедрения в естественные фитоценозы, что может приводить к негативным экологическим и экономическим последствиям (Desprez-Loustau, 2009; Szczepkowski et al., 2014; Shiryayev et al., 2023).

Научная информация о макромицетах, развивающихся в условиях закрытого грунта (оранжереи, теплицы, парники), в отечественной литературе весьма скудна. В публикациях российских и украинских исследователей, посвященных изучению микобиоты ботанических садов, приводятся сведения о видовом составе грибов, главным образом, в открытом грунте (Wasser, 1974; Soldatova, 1974; Wasser, Soldatova, 1977; Koretskiy, 1997; Zavadovskiy, 2013, 2016; Bondartseva et al., 2014; Rusanov et al., 2018; Ruokolainen et al., 2020). При этом особое внимание уделяется дереворазрушающим, в частности, афиллофороидным грибам, имеющим важное фитопатологическое значение в арборетумах, а также напочвенным сапротрофным грибам, принимающим активное участие в минерализации растительных остатков. Разнообразие макромицетов, развивающихся в условиях закрытого грунта, исследовалось значительно реже, хотя в последние 10–15 лет из стран Центр. и Вост. Европы (Польша, Чехия, Сербия, Австрия,

Германия, Россия) стала поступать довольно обширная информация об агарикоидных, афиллофороидных и прочих грибах, выявляемых в теплицах и оранжереях (Pidlich-Aigner et al., 2002; Gubitz, 2011, 2012; Vukojević et al., 2016; Szczepkowski et al., 2014; Szczepkowski et al., 2022; Shiryayev et al., 2023). Детальное экологическое исследование α - и β -разнообразия афиллофороидных грибов в оранжереях ботанических садов Санкт-Петербурга, Москвы и Екатеринбурга (подзона гемибореальной растительности) было проведено А.Г. Ширяевым и коллегами (Shiryayev et al., 2023).

Мониторинг видового состава макромицетов — представителей разных таксономических и экологических групп в условиях закрытого грунта интересен как с научной, так и с практической точки зрения. Так, в аридных регионах закрытый грунт может служить своеобразным “проявителем” тех видов грибов, плодовые тела которых не формируются (или формируются крайне редко) в естественных и искусственных фитоценозах из-за неблагоприятных, засушливых погодно-климатических условий. Поэтому исследования такого рода расширяют представления исследователей об экологической пластичности видов, о разнообразии местной микобиоты. С другой стороны, такой мониторинг позволяет отслеживать появление в регионе чужеродных видов грибов, неизбежно попадающих в ботанические сады вместе с растениями-интродуцентами и различными органическими субстратами.

Детальное изучение разнообразия макромицетов на территории Донецкого ботанического сада (далее — ДБС) проводилось С.П. Вассером и И.М. Солдатовой в 1970-е гг. (Wasser, 1974; Soldatova, 1974; Wasser, Soldatova, 1977). После длительного перерыва исследования возобновились уже в нынешнем столетии (Leshan, Kurdyukova, 2006; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019). Они были посвящены изучению видового состава макромицетов открытого грунта — парковой зоны, экспозиций и коллекций древесно-кустарниковых растений, расположенных в северном и южном массивах ДБС и на прилегающих городских территориях. Сведения о грибах закрытого грунта ДБС приводятся впервые.

Целью нашего исследования было изучение видового разнообразия макромицетов в оранжерейно-тепличном комплексе ДБС.

МАТЕРИАЛЫ И МЕТОДЫ

ДБС расположен в степной зоне, на Донбассе (северная часть Донецкой Народной Республики, южная часть Луганской Народной Республики,

западная часть Ростовской обл.), на границе г. Донецк и г. Макеевка, в центре крупной промышленной агломерации. Общая площадь Сада — 2.03 км². Оранжерейно-тепличный комплекс ДБС (далее — ОТК) формировался на протяжении 1971–1990 гг. В настоящее время площадь закрытого грунта составляет около 5000 м². Он представлен пятью фондовыми оранжереями (2200 м²) и тепличным комплексом, включающим девять теплиц общей площадью 2888 м². Технические и конструктивные особенности ОТК не позволяют в достаточной мере регулировать микроклиматический режим в течение года, что создает весьма нестабильные (Gornitskaya, Tkachuk, 1999), а иногда и экстремальные условия для развития грибов.

Объектами исследования являлись макромицеты, формирующие плодовые тела в оранжереях и теплицах ДБС. Материалами для настоящей публикации послужили наблюдения за появлением и развитием различных видов грибов в ОТК, проводимые на протяжении 12 лет: в 2007–2008 гг. и после шестилетнего перерыва — в 2015–2024 гг. С периодичностью один-два раза в месяц обследовались экспозиции, коллекции, участки вегетативного размножения растений в ОТК. Плодовые тела макромицетов были собраны в соответствии с общепринятыми в микологии методиками (Bondartsev, Singer, 1950; Cléménçon, 2009; Ivoylov et al., 2017). Учитывались только те виды макромицетов, которые образовывали плодовые тела в условиях закрытого грунта. Зрелые плодовые тела, случайно занесенные в ОТК с различными органическими материалами, не учитывались.

Идентификацию макромицетов осуществляли по определителям (Definitorium., 1969, 1972, 1979; Smitskaya, 1980; Wasser, 1980, 1992; Bondartseva, 1998; Pridyuk, 2015) и справочным изданиям (Laessoe, 2003; Lincoff, 2006). Таксономическая классификация и видовые названия грибов приведены согласно открытой базе данных MycoBank (2024). Трофические группы грибов-макромицетов выделены согласно классификации А.Е. Коваленко (Kovalenko, 1980): сапротрофы (So — грибы, развивающиеся исключительно на мертвых органических субстратах — на подстилке, гумусе, разлагающейся древесине, экскрементах и проч.); симбиотрофы (Mg — микоризообразователи) и биотрофы (Pf — факультативные паразиты, развивающиеся обычно на отмершей древесине, но способные вызывать гнили у живых древесных растений, Sf — факультативные сапротрофы, заселяющие живые деревья, вызывающие гнили и продолжающие некоторое время развиваться на отмершей древесине). Ареалы грибов указаны в соответствии с классификацией географических выделов, предложенной

С.П. Вассером (Wasser, 1980) и данными о распространении видов, содержащимися в базе Глобального информационного фонда по биоразнообразию (GBIF) (<https://www.gbif.org>). Собранный материал хранится в лаборатории почвенно-экологических исследований ДБС.

РЕЗУЛЬТАТЫ

За 12-летний период наблюдений в оранжереях и теплицах ДБС было зафиксировано 26 видов макромицетов из двух отделов — *Ascomycota* и *Basidiomycota*. Ниже представлен аннотированный список грибов, отмеченных в ОТК. Указаны даты и точки обнаружения каждого вида, субстраты, на которых он был выявлен, а также частота встречаемости (редко — вид отмечен за весь период наблюдений одно-двукратно; периодически — вид отмечался в отдельные годы; ежегодно — вид регистрировался ежегодно, иногда за исключением одного-двух лет). Приведены литературные сведения о находках видов на территории ДБС, Донецкой и Луганской Народных Республик. В списке содержатся следующие условные обозначения: звездочкой обозначены виды, не указанные ранее для ДБС, а также для Донецкой и Луганской Народных Республик; Мг, Рф, Sf, So — трофические группы; Т — теплицы ускоренного размножения, ФО — фондовые оранжереи.

Ascomycota

Pezizomycetes

Pezizales

Pezizaceae

**Peziza varia* (Hedw.) Röhl. — почвосмеси с добавлением лиственной земли; So; мультирегиональный, космополит; Т: 11.01.2007, 21.01.2008, 16.01.2015, 03.11.2016, 17.11.2017, 12.10.2018, 25.10.2019, 20.02.2020, 03.02.2021, 14.02.2022, 30.01.2023, 13.02.2024; ежегодно.

**P. vesiculosa* Bull. — почвосмеси с добавлением лиственной земли и опилок, трухлявые пни; So; мультирегиональный, космополит; Т: 11.01.2007, 21.01.2008, 16.01.2015, 03.11.2016, 17.11.2017, 12.10.2018, 25.10.2019, 20.02.2020, 03.02.2021, 14.02.2022, 30.01.2023, 13.02.2024; ежегодно.

Sordariomycetes

Xylariales

Xylariaceae

Xylaria sp. gr. *hypoxylon* — трухлявый пенёк *Casuarina cunninghamiana* Miq.; So; ФО: 26.11.2021; редко.

Basidiomycota

Agaricomycetes

Agaricales

Agaricaceae

Agaricus bisporus (J.E. Lange) Imbach — почвенный субстрат с добавлением навоза; So; мультирегиональный, космополит; Т: 21.01.2008; редко (Leshan, Kurdyukova, 2006).

**Cyathus striatus* (Huds.) Willd. — на разложившейся древесине, на почве с добавлением перепревшего навоза в цветочных контейнерах; So; мультирегиональный, космополит; ФО: 26–28.04.2016; редко.

Lepiota cristata (Bolton) P. Kumm. — в основании пней лиственных пород, на субстрате с добавлением гумуса; So; мультирегиональный, космополит; ФО: 03.06.2020, 14.01.2022, 11.07.2022; периодически (Leshan, Kurdyukova, 2006; Dudka et al., 2009).

Leucocoprinus birnbaumii Singer — на почвосмеси зарубежного производства с добавлением торфа и гумуса, на трухлявых пнях и корягах лиственных пород; So; мультирегиональный, субтропический вид; ФО: 12–13.12.2019, 21–28.02.2022, 11.03.2022, 13.07.2022; периодически (Bondarenko-Borisova, 2023).

Amanitaceae

Amanita vaginata (Bull.) Lam. — мульчирующий материал (опилки, щепа) с примесью почвы; So, Мг; мультирегиональный, космополит; Т: 21–23.01.2008; редко (Leshan, Kurdyukova, 2006).

Clitocybaceae

Collybia sordida (Schumacher) Z.M. He et Zhu L. Yang — на разлагающейся коре, на пне лиственной породы; Рф; мультирегиональный, космополит; ФО: 09.02.2024; редко (Biodiversity..., 2009).

Galeropsidaceae

**Panaeolus fimicola* (Fr.) Quél. — на почвенном субстрате с примесью торфа; компоста и опилок; So; мультирегиональный, космополит; Т: 13.02.2024; редко.

Lyophyllaceae

Ossicaulis lignatilis (Pers.) Redhead et Ginns — на пне лиственной породы; Рф; голарктический, неморальный; ФО: 03.06.2020; редко (Dudka et al., 2009).

Mycenaceae

**Mycena epipterygia* (Scop.) Gray — на кусочках коры, на почвенном субстрате добавлением гумуса и опилок; So; мультирегиональный, неморальный; ФО: 15.07.2022; редко.

**M. leptcephala* (Pers.) Gillet — на почвенном субстрате с примесью опилок и перепревшего конского навоза; So; мультирегиональный, космополит; Т: 08.10.2007; редко.

M. tintinnabulum (Paulet) Quél. — на почвенном субстрате с примесью опилок; So; голарктический, неморальный; Т: 10.02.2022; редко (Wasser, Soldatova, 1977).

Pleurotaceae

Pleurotus ostreatus (Jacq.) P. Kumm. — на шелухе семян подсолнечника (отработанный субстрат грибоводческого хозяйства); Sp; мультирегиональный, космополит; Т: 10.10.2019, 03.11.2019, 13.12.2019, 24.10.2020, 27.12.2020; 12.02.2024; периодически (Wasser, Soldatova, 1977; Leshan, Kurdyukova, 2006; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Pluteaceae

Pluteus cervinus (Schaeff.) P. Kumm. — почвосмесь с добавлением опилок, субстрат с примесью лиственной земли; So; мультирегиональный, космополит; ФО: 13.12.2019; Т: 08.10.2007, 21–23.01.2008; периодически (Wasser, 1974; Biodiversity..., 2009; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Psathyrellaceae

Coprinellus micaceus (Bull.) Vilgalys, Hopple et Jacq. Johnson — на почвенном субстрате с добавлением разложившегося навоза и опилок; So; мультирегиональный, космополит; Т: 17.12.2021, 13.01.2022, 23.10.2023; периодически (Wasser, Soldatova, 1977; Leshan, Kurdyukova, 2006; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

C. truncorum (Scop.) Redhead, Vilgalys et Moncalvo — на почвенном субстрате с добавлением разложившегося навоза и опилок; So; голарктический, космополит; T: 13.02.2024; редко (Biodiversity..., 2009; Dudka et al., 2009).

Strophariaceae

**Gymnopilus liquiritiae* (Pers.) P. Karst. — на субстрате с добавлением гумуса и примесью опилок; So; голарктический, бореально-неморальный; T: 13.02.2024; редко.

Pholiota aurivella (Batsch) P. Kumm. — на спилах стволов ивы и тополя; Pf; мультирегиональный, космополит; ФО: 19.10.2015; редко (Wasser, Soldatova, 1977; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Ph. populnea (Pers.) Kuiper et Tjall.-Beuk. — на пнях и фрагментах стволов тополя; Pf; Голарктический, неморальный; ФО: 30.09.2008, 10.02.2016; 21.10.2016; 19.02.2017; 11.10.2017; периодически (Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Ph. squarrosa (Vahl) P. Kumm. — на фрагментах стволов тополя и ивы; Pf; мультирегиональный, космополит; ФО: 10.02.2016; 21.10.2016; 19.02.2017; 11.10.2017; периодически (Dudka et al., 2009; Biodiversity..., 2009; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Polyporales

Fomitopsidaceae

Daedalea quercina (L.) Pers. — на свежеспиленном дубовом пне; Sf/Pf; мультирегиональный, неморальный; T: 08.10.2007; редко (Wasser, Soldatova, 1977; Dudka et al., 2009; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Phanerochaetaceae

Bjerkandera adusta (Willd.) P. Karst. — на свежеспиленных пнях березы; Pf; мультирегиональный, неморальный; T: 13.01.2022; редко (Leshan, Kurdyukova, 2006; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Polyporaceae

Ganoderma applanatum (Pers.) Pat. — на свежеспиленных пнях лиственных пород; Pf/Sf; мультирегиональный, неморальный; T: 08.10.2007; редко (Soldatova, 1974; Wasser, Soldatova, 1977; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

Trametes ochracea (Pers.) Gilb. et Ryvarden — на пне лиственной породы, на фрагментах стволов березы; So/Pf; мультирегиональный, космополит; T: 13.01.2022; редко (Leshan, Kurdyukova, 2006; Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019).

ОБСУЖДЕНИЕ

Микобиота ОТК представлена случайно занесенными видами, среди которых преобладают местные грибы (17 видов, 65%), ранее отмеченные исследователями как в арборетуме ДБС, так и в различных фитоценозах степной зоны и Донбасса, в частности. Около четверти макромицетов (7 видов, 27%) не выявлялись ранее в Донецкой и Луганской Народных Республиках. Это *Cyathus striatus*, *Gymnopilus liquiritiae*, *Mycena epipterygia*, *M. leptcephala*, *Panaeolus fimicola*, *Peziza varia*, *P. vesiculosa*. Микобиота ОТК бедна по сравнению с разнообразием макромицетов антропогенно измененных сообществ открытого грунта на сопредельных территориях. Доля обнаруженных видов составляет 18% от количества видов грибов, указанных для ДБС — 142 вида (Leshan, Kurdyukova, 2006) и соответственно 10 и 14% от количества видов,

указанных для дендропарков и ботанических садов степной зоны России [257 видов макромицетов (Rusanov et al., 2018)] и Украины [180 видов высших базидиомицетов (Wasser, Soldatova, 1977)]. Бедность микобиоты ОТК подтверждается при сравнении ее с разнообразием отдельных таксономических и экологических групп грибов на территории ДБС. Так, например, группа ксилотрофных базидиомицетов, выявленных в арборетуме ДБС за пятилетний период, насчитывает не менее 84 видов (Bulgakov, Bondarenko-Borisova, 2019), группа агарикоидных грибов, обнаруженных за четыре года исследований в ДБС, — свыше 50 видов (Wasser, 1974), афиллофороидных — 35 видов (Soldatova, 1974). Однако видовое богатство макромицетов в ОТК ДБС вполне сопоставимо с разнообразием грибов в закрытом грунте других ботанических садов. Например, в ботаническом саду Южного федерального университета для оранжерей исследователи указали четыре вида (Rusanov et al., 2018). В оранжерейном комплексе Ботанического сада Петра Великого за многолетний период отмечен всего 21 вид афиллофороидных и гетеробазидиальных грибов (Bondartseva et al., 2014). В оранжерее Ботанического сада “Jevremovac” (Белград, Сербия) за двухлетний период наблюдений выявлен 31 вид макромицетов (Vukojević et al., 2016). В оранжереях трех ботанических садов Санкт-Петербурга, Москвы и Екатеринбурга за 20 лет исследований выявлено 58 видов афиллофороидных грибов (Shiryaev et al., 2023).

В таксономическом спектре отмеченных грибов преобладают представители отдела *Basidiomycota* (23 вида, 88%). Наиболее разнообразны агарикоидные грибы (18 видов из 13 родов и 10 семейств). Группа афиллофороидных грибов включает четыре вида, относящихся к порядку *Polyporales*. Один вид (*Cyathus striatus*) относится к гастероидным базидиомицетам. Сумчатые грибы (*Ascomycota*) представлены только тремя видами из порядков *Pezizales* и *Xylariales*.

В видовом спектре преобладают мультирегиональные космополитные виды (20 видов, 77%), встречающиеся в разнообразных биотопах на нескольких материках. Четыре вида (*Coprinellus truncorum*, *Gymnopilus liquiritiae*, *Mycena tintinnabulum*, *Pholiota populnea*) можно охарактеризовать как голарктические. Неморальную группу образуют восемь видов — *Bjerkandera adusta*, *Daedalea quercina*, *Ganoderma applanatum*, *Gymnopilus liquiritiae*, *Mycena epipterygia*, *M. tintinnabulum*, *Ossicaulis lignatilis*, *Pholiota populnea*, распространенные в широколиственных и смешанных лесах. Среди них присутствуют виды, имеющие как мультирегиональное, так и голарктическое распространение.

Отмечено два пика формирования плодовых тел макромицетов: зимний (январь и февраль) и осенний (октябрь). Именно в эти месяцы за весь период наблюдений было выявлено максимальное количество видов: девять в январе, 11 в феврале и 12 в октябре. Поскольку на рост мицелия и плодоношение грибов огромное влияние оказывают такие абиотические факторы, как температура, освещенность, pH и влажность субстрата (Antonyak et al., 2013), такую ситуацию можно объяснить благоприятными микроклиматическими условиями, складывающимися именно в эти сезоны. Оптимальный для роста большинства видов грибов, сравнительно прохладный и влажный микроклимат в закрытом грунте ДБС устанавливается зимой и во второй половине осени: среднемесячные значения температуры в оранжереях составляют 20–23°C, а в теплицах — 17–21°C. Именно в это время чаще всего обнаруживались плодовые тела разных видов макромицетов.

Анализ типов питания грибов, приуроченных к различным субстратам, показал, что в ОТК ДБС они представлены в основном двумя экологотрофическими группами: сапротрофной (17 видов) и биотрофной (восемь видов). Группа симбиотрофных грибов (микоризообразователей) включает единственный вид — *Amanita vaginata*. Преобладание видов-сапротрофов в трофическом спектре вполне объяснимо с учетом разнообразия органических субстратов в ОТК: листовая, дерновая и хвойная земля, компост, перепревший навоз, мертвая древесина и др. Именно с этими субстратами мицелий и споры местных и чужеродных грибов попадают в закрытый грунт, где иногда находят благоприятные условия для дальнейшего развития. Группа биотрофов в ОТК представлена исключительно ксилотрофными грибами, так или иначе связанными в своем онтогенезе с живой древесиной. Она включает слабопатогенные виды, являющиеся факультативными паразитами (Pf), реже — факультативными сапротрофами (Sf). В нее вошли *Bjerkandera adusta*, *Daedalea quercina*, *Ganoderma applanatum*, *Ossicaulis lignatilis*, *Trametes ochracea*, а также три вида рода *Pholiota*, формирующие плодовые тела на пнях, корягах, фрагментах стволов в условиях закрытого грунта и встречающиеся на живых деревьях в открытом грунте.

Примечательно, что в ОТК ДБС практически отсутствуют грибы, развивающиеся на древесине тропических и субтропических растений, за исключением одного вида — *Xylaria* sp. gr. *hypoxylon*, обнаруженного на разлагающемся стволе казуарины. Возможно, это объясняется относительной молодостью древесно-кустарниковых растений (возраст

большинства из них не превышает 20–25 лет) в оранжерейных коллекциях ДБС.

Формирование плодовых тел большинства макромицетов в закрытом грунте происходит нерегулярно. Так, за весь период наблюдений базидиомы 17 видов (65% от общего количества) были отмечены всего лишь одно-, двукратно; плодовые тела семи видов (27%) регистрировались периодически, т.е. несколько раз за 12 лет и только два вида — *Peziza varia* и *P. vesiculosa* — выявлялись ежегодно. Примечательно, что оба этих вида ранее не указывались исследователями для территорий Донецкой и Луганской Народных Республик, однако были зарегистрированы в естественных и искусственных фитоценозах Ростовской обл. (Rebriev et al., 2012; Rusanov et al., 2018).

Как уже было сказано выше, в ОТК ДБС были обнаружены семь видов, не указанных ранее ни для ДБС, ни для Донецкой и Луганской Народных Республик. Эти виды — *Cyathus striatus*, *Gymnopilus liquiritiae*, *Mycena epipterygia*, *M. leptcephala*, *Panaeolus fimicola*, *Peziza varia*, *P. vesiculosa* — можно весьма условно отнести к группе чужеродных, поскольку их отсутствие в региональных видовых списках объясняется, скорее всего, недостаточной степенью изученности местной микобиоты.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Макромицеты закрытого грунта ДБС характеризуются сравнительно невысоким видовым разнообразием по сравнению с микобиотой местных искусственных и естественных фитоценозов; преобладанием мультирегиональных космополитных видов-сапротрофов; достаточно высокой долей грибов, не отмеченных ранее в регионе. Пики формирования плодовых тел макромицетов в теплицах и оранжереях ДБС приходится на зимний и осенний периоды. Сообщества макромицетов в закрытом грунте представлены случайно занесенными видами, т.е. имеют сборный характер. Занос грибов в ОТК происходит в основном с органическими субстратами, в т.ч. импортного происхождения (почвосмеси, торф, перегной, опилки, пни, деревянные конструкции и пр.), что способствует развитию в условиях закрытого грунта как местных, так и чужеродных видов грибов. Последние при определенных условиях могут натурализоваться в регионе, т.к. существует потенциальная угроза их расселения из оранжерей и теплиц в фитоценозы открытого грунта.

Полученные сведения дополняют информацию о разнообразии микобиоты ДБС и сопредельных территорий. Планируется дальнейший мониторинг

разнообразия грибов-макромицетов в закрытом грунте ДБС.

Работа И.В. Бондаренко-Борисовой выполнена в рамках государственной темы FREG-2023-0001 “Инвазии чужеродных организмов в антропогенные и природные экосистемы Донбасса: тенденции развития, экологические последствия, прогноз” (регистрационный номер 123101300197-6). Работа С.Д. Трискибы выполнена в рамках государственной темы FREG-2023-0002 “Качественные и функциональные характеристики почв сельскохозяйственных угодий в степной зоне и пути восстановления их биологической продуктивности” (регистрационный номер 123101300198-3).

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Antonyak G.L., Kalinets-Mamchur Z.I., Dudka I.O. et al.* Ecology of Fungi. Ivan Franko National University of Lviv, Lvov, 2013 (in Ukr.).
- Biodiversity of the Lugansk Nature Reserve: flora. Elton-2, Lugansk, 2009. (In Russ.).
- Bondarenko-Borisova I.V.* *Leucocoprinus birnbaumii* (Corda) Singer — a new alien species of fungus for Donbass. *Promyshlennaya botanika*. 2023. V. 23 (2). P. 67–70. (In Russ.).
<https://doi.org/10.5281/zenodo.10048380>
- Bondartsev A.S., Singer R.A.* Guide to collecting higher *Basidiomycetes* for scientific study. *Trudy Botan. in-ta im. V.L. Komarova Akad. nauk SSSR*. 1950. Series 2. Iss. 6. P. 499–543. (In Russ.).
- Bondartseva M.A.* *Definitorium Fungorum Rossiae. Ordo Aphyllophorales*. Fasc. 2. Nauka, SPb., 1998. (In Russ.).
- Bondartseva M.A., Kotkova V.M., Zmitrovich I.V. et al.* Aphyllophoroid and heterobasidioid fungi of the Peter the Great Botanical Garden of the Komarov Botanical Institute of RAS (St. Petersburg). In: *Botany: history, theory, practice (to the 300th anniversary of the founding of the V.L. Komarov Botanical Institute of the Russian Academy of Sciences): Proceedings of the international scientific conference*. St. Petersburg, 2014, pp. 23–30. (In Russ.).
- Bulgakov T.S., Bondarenko-Borisova I.V.* Xylotrophic basidiomycetes of the Donetsk Botanical Garden (Donetsk city, Ukraine): taxonomic structure and encological features. *Izvestia Sankt-Peterburgskoy Lesotekhnicheskoy Akademii*. 2019. V. 228. P. 189–215. (In Russ.).
<https://doi.org/10.21266/2079-4304.2019.228.189-215>
- Cléménçon H.* *Methods for working with macrofungi*. IHW Verlag, Bern, 2009.
- Definitorium Fungorum Ucrainicae*: in 5 vols. V. 2. *Ascomycetes*. Naukova dumka, Kiev, 1969 (in Ukr.).
- Definitorium Fungorum Ucrainicae*: in 5 vols. V. 5. *Basidiomycetes*. Book 1. Naukova dumka, Kiev, 1972 (in Ukr.).
- Definitorium Fungorum Ucrainicae*: in 5 vols. V. 5. *Basidiomycetes*. Book 2. Naukova dumka, Kiev, 1979 (in Ukr.).
- Desprez-Loustau M.L.* Alien fungi of Europe. In: *Handbook of Alien Species in Europe. Invading Nature — Springer Series in Invasion Ecology*, vol 3. Springer, Dordrecht, 2009. P. 15–28.
https://doi.org/10.1007/978-1-4020-8280-1_2
- Dudka I.O., Heluta V.P., Andrianova T.V. et al.* Fungi of nature reserves and national natural parks of the Left Bank of Ukraine: in 2 vols. V. 2. Aristey, Kiev, 2009 (in Ukr.).
- Gornitskaya I.P., Tkachuk L.P.* Results of the introduction of tropical and subtropical plants in the Donetsk Botanical Garden of the National Academy of Sciences of Ukraine. V. 1. Donbass, Donetsk, 1999. (In Russ.).
- Gubitz C.* A mycofloristic studies of the greenhouses in the botanical garden of Bayreuth. Part 1. *Z. Mykol.* 2011. V. 77(2). P. 203–242 (in Germ.).
- Gubitz C.* A mycofloristic studies of the greenhouses in the botanical of Bayreuth. Part 2. *Z. Mykol.* 2012. V. 78(1). P. 9–52 (in Germ.).
- Ivoylov A.V., Bolshakov S. Yu., Silayeva T.B.* Study of species diversity of macromycetes: schoolbook. Publishing house of the University of Mordovia, Saransk, 2017. (In Russ.).
- Koretskiy P.M.* Overground macromycetes in the academician O.V. Fomin Kyiv university Botanical garden. *Ukr. Bot. J.* 1997. V. 54 (1). P. 21–31 (in Ukr.).
- Kovalenko A.E.* Ecological review of fungi orders *Polyporales* s. str., *Boletales*, *Agaricales* s. str., *Russulales* in the mountain forests of the central part of the Northwestern Caucasus. *Mikologiya i fitopatologiya*. 1980. V. 14 (4). P. 300–314. (In Russ.).
- Laessle T.* *Mushrooms: Handbook*. AST-Astrel, Moscow, 2003. (In Russ.).
- Leshan T.A., Kurdyukova O.M.* Mycobiota of Eastern Ukraine. *Macromycetes*. Alma-Mater, Lugansk, 2006. (In Russ.).
- Lincoff G.H.* *Field Guide to North American mushrooms (National Audubon Society Field Guides)*. Alfred A. Knopf, N.Y., 2006.
- Mycobank: Fungal Databases, Nomenclature and Species Banks*. 2024. <http://www.mycobank.org>. Accessed 12.03.2024.
- Pidlich-Aigner H., Hausknecht A., Scheuer C.* Annotated list of macromycetes found in the greenhouses of the Botanic Garden of the Institute of Botany in Graz (Austria), 1998–2001. *Fritschiana*. 2002. V. 32. P. 49–61.
- Pridyuk N.P.* *Flora Fungorum Ucrainicae: Bolbitiaceae et Coprinaceae*. OOO NPP Interservis, Kiev, 2015. (In Russ.).
- Rebriyev Yu.A., Rusanov V.A., Bulgakov T.S. et al.* Mycobiota of arid territories of southwestern Russia. Publ. House of SFU, Rostov-on-Don, 2012. (In Russ.).
- Ruokolainen A.V., Kotkova V.M., Eglacheva A.V.* Additions to the mycobiota of the Botanic Garden of Petrozavodsk State University. *Hortus Botanicus*. 2020. V. 15. P. 124–139 (In Russ.).
<https://doi.org/10.15393/j4.art.2020.6865>
- Rusanov V.A., Rebriyev Y.A., Bulgakov T.S.* Macromycetes of the Botanical garden of Southern Federal University. *Trudy Botanicheskogo sada Yuzhnogo federalnogo*

- universiteta: monografiya. Iss. 3. Izdatelstvo Yuzhnogo federalnogo universiteta, Rostov-na-Donu, Taganrog, 2018. P. 66–108. (In Russ.)
- Shiryaev A.G., Zmitrovich I.V., Senator S.A. et al. How poor is aphyllorphoroid fungi diversity in the boreal urban greenhouses of Eastern Europe? *J. Fungi*. 2023. V. 9(11). Art. 1116.
<https://doi.org/10.3390/jof9111116>
- Smitskaya M.F. Flora Fungorum RSS Ucrainicae: *Discomycetes (Operculatae)*. Naukova dumka, Kiev, 1980. (In Russ.)
- Soldatova I.M. *Aphyllorphorales* fungi of the Donetsk Botanical Garden SA USSR. *Ukr. Bot. J.* 1974. V. 31 (2). P. 233–235 (in Ukr.).
- Szczepkowski A., Gierczyk B., Kujawa A. et al. Macrofungi diversity of greenhouses at the Warsaw University Botanic Garden. *Ecol. Quest.* 2022. V. 33. P. 95–106.
<https://doi.org/10.12775/EQ.2022.018>
- Szczepkowski A., Gierczyk B., Kujawa A. Greenhouses of botanical gardens as a habitat of non-native and native macrofungi: a case study in Poland. *Cent. Eur. J. Biol.* 2014. V. 9 (8). P. 777–795.
<http://doi.org/10.2478/s11535-014-0310-5>
- Vukojević J., Hadžić I., Knežević A. et al. Diversity of macrofungi in the Botanical Garden “Jevremovac” in Belgrade. *Botanica Serbica*. 2016. V. 40 (2). P. 249–259.
<https://doi.org/10.5281/zenodo.162226>
- Wasser S.P. *Agaricales* fungi of the Donetsk Botanical Garden SA USSR. In: Introduction and experimental plant ecology. Iss. 3. Naukova dumka, Kiev, 1974. P. 64–68 (in Ukr.).
- Wasser S.P. Flora Fungorum RSS Ucrainicae: *Basidiomycetes, Agaricaceae*. Naukova dumka, Kiev, 1980. (In Russ.)
- Wasser S.P. Flora Fungorum RSS Ucrainicae: *Basidiomycetes, Amanitales*. Naukova dumka, Kiev, 1992. (In Russ.)
- Wasser S.P., Soldatova I.M. Higher Basidiomycetes of the steppe zone of Ukraine. Naukova dumka, Kiyev, 1977. (In Russ.)
- Zavodovskiy P.G. New findings of species of aphyllorphoroid fungi from the Botanical Garden of Petrozavodsk State University. In: Reserves of Crimea – 2016: biological and landscape diversity, protection and management: Materials of the VIII International Scientific and Practical Conference, Simferopol, 2016. P. 193–195. (In Russ.)
- Zavodovskiy P.G. Polypore mushrooms of Botanic Garden of Petrozavodsk State University. *Hortus Botanicus*. 2013. V. 8. (In Russ.)
<https://doi.org/10.15393/j4.art.2013.1781>
- Антоняк Г.Л., Калинець-Мамчур З.І., Дудка І.О. и др. (Antonyak et al.) Екологія грибів. Львів: ЛНУ ім. Івана Франка, 2013. 628 с.
- Биоразнообразие Луганского природного заповедника: растительный мир. (Biodiversity) Луганск: Элтон-2, 2009. С. 87–109.
- Бондаренко-Борисова И.В. (Bondarenko-Borisova) *Leucosporinus birnbaumii* (Corda) Singer — новый для Донбасса чужеродный вид гриба // Промышленная ботаника. 2023. Вып. 23 (2). С. 67–70.
- Бондарцев А.С., Зингер Р.А. (Bondartsev, Singer) Руководство по сбору высших базидиальных грибов для научного их изучения. Труды Ботан. ин-та им. В.Л. Комарова Акад. наук СССР. 1950. Сер. 2. Вып. 6. С. 499–543.
- Бондарцева М.А. (Bondartseva) Определитель грибов России. Порядок Афиллофоровые. Вып. 2. СПб.: Наука, 1998. 391 с.
- Бондарцева М.А., Коткова В.М., Змитрович И.В. и др. (Bondartseva et al.) Афиллофороидные и гетеробазидиальные грибы Ботанического сада Петра Великого Ботанического института им. В.Л. Комарова РАН (Санкт-Петербург). Ботаника: история, теория, практика (к 300-летию основания Ботанического института им. В.Л. Комарова Российской академии наук): Тр. междунар. науч. конф. СПб.: Изд-во СПбГЭТУ “ЛЭТИ”, 2014. С. 23–30.
- Булгаков Т.С., Бондаренко-Борисова И.В. (Bulgakov, Bondarenko-Borisova) Ксилотрофные базидиомицеты Донецкого ботанического сада (г. Донецк, Украина): таксономический состав и экологические особенности // Известия Санкт-Петербургской лесотехнической академии. 2019. Вып. 228. С. 189–215.
- Васцер С.П. (Wasser) Агарикальні гриби Донецького ботанічного саду АН УРСР. Інтродукція та експериментальна екологія рослин. Вип. 3. Київ: Наукова думка, 1974. С. 64–68.
- Васцер С.П. (Wasser) Флора грибов Украины. Базидиомицеты. Аманитальные грибы. Киев: Наук. думка, 1992. 167 с.
- Васцер С.П. (Wasser) Флора грибов Украины: агариковые грибы. Киев: Наукова думка, 1980. 327 с.
- Васцер С.П., Солдатова И.М. (Wasser, Soldatova) Высшие базидиомицеты степной зоны Украины. Киев: Наукова думка, 1977. 356 с.
- Визначник грибів України: В 5 т. Т. 2. Аскоміцети (Definitorium) Киев: Наук. думка, 1969. 517 с.
- Визначник грибів України: В 5 т. Т. 5. Базидіоміцети. Книга 1. Екзобазидіальні, афілофоральні, кантарелальні (Definitorium) Київ: Наукова думка, 1972. 240 с.
- Визначник грибів України: В 5 т. Т. 5. Базидіоміцети. Книга 2. Болетальні, стробіломіцетальні, трихоматальні, ентоломатальні, русуляльні, агарикальні, гастероміцети (Definitorium) Київ: Наукова думка, 1979. 565 с.
- Горницкая И.П., Ткачук Л.П. (Gornitskaya, Tkachuk) Итоги интродукции тропических и субтропических растений в Донецком ботаническом саду НАН Украины. Т. 1. Донецк: Донбасс, 1999. 304 с.
- Дудка І.О., Гелюта В.П., Андріанова Т.В. и др. (Dudka et al.) Гриби заповідників та національних природних парків Лівобережної України: в 2 т. Т. 2. Київ: Арістей, 2009. 428 с.
- Заводовский П.Г. (Zavodovskiy) Новые находки видов афиллофороидных грибов из Ботанического сада Петрозаводского государственного университета (ПетрГУ) // Заповедники Крыма-2016: биологическое и ландшафтное разнообразие, охрана и управление:

- Матер. VIII Междунар. науч.-практич. конф. Симферополь, 2016. С. 193–195.
- Заводовский П.Г. (Zavodovskiy) Трутовые грибы Ботанического сада Петрозаводского государственного университета // *Hortus Botanicus*. 2013. Т. 8. С. 47–51.
- Ивойлов А.В., Большаков С.Ю., Силаева Т.Б. (Ivoylov et al.) Изучение видового разнообразия макромицетов: учеб. пособие. Саранск: Изд-во Мордовского ун-та, 2017. 155 с.
- Коваленко А.Е. (Kovalenko) Экологический обзор грибов из порядков Polyporales s. str., Boletales, Agaricales s.str., Russulales в горных лесах центральной части Северо-Западного Кавказа // *Микология и фитопатология*, 1980. Т. 14. Вып. 4. С. 300–314.
- Корецький П.М. (Koretskiy) Нагрунтові макроміцети Ботанічного саду ім. О.В. Фоміна Національного університету ім. Тараса Шевченка // *Український ботанічний журнал*. 1997. Т. 54, № 1. С. 21–31.
- Лессо Т. (Lesso) Грибы: определитель. Москва: АСТ-Астрель, 2003. 304 с.
- Лешан Т.А., Курдюкова О.М. (Leshan, Kurdyukova) Микобіота Сходу України. Макроміцети. Луганськ: “Альма-Матер”, 2006. 352 с.
- Придюк Н.П. (Pridyuk) Флора грибов Украины. Больбитиевые и коприновые грибы. Киев: ООО НПП Интерсервис, 2015. 598 с.
- Ребриев Ю.А., Русанов В.А., Булгаков Т.С. и др. (Rebriev et al.) Микобиота аридных территорий юго-запада России. Ростов-на-Дону: Издательство ЮФУ, 2012. 88 с.
- Руоколайнен А.В., Коткова В.М., Егличева А.В. (Ruokolaunen et al.) Дополнения к микобиоте Ботанического сада Петрозаводского государственного университета // *Hortus Botanicus*. 2020. Т. 15. С. 124–139.
- Русанов В.А., Ребриев Ю.А., Булгаков Т.С. (Rusanov et al.) Макромицеты Ботанического сада Южного федерального университета. Труды Ботанического сада Южного федерального университета: монография. Вып. 3. Ростов-на-Дону; Таганрог: Издательство Южного федерального университета, 2018. С. 66–108.
- Смицкая М.Ф. (Smitskaya) Флора грибов Украины. Оперкулятные дискомицеты. Киев: Наукова думка, 1980. 221 с.
- Солдатова И.М. (Soldatova) Афиллофоральні гриби Донецького ботанічного саду АН УРСР // *Укр. Бот. Журнал*. 1974. Т. 31. Вип. 2. С. 233–235.

First Report on Macrofungi in the Greenhouses of the Donetsk Botanical Garden (Russia)

I. V. Bondarenko-Borisova^{a, #} and S. D. Triskiba^{a, ##}

^a Donetsk botanical garden, Donetsk, Russia

[#]e-mail: irina_bondarenko_2022@mail.ru

^{##}e-mail: triskiba.serg@mail.ru

Totally, 26 species of macrofungi of two phyla, *Basidiomycota* (23 species, 88%) and *Ascomycota* (three species, 12%) – were recorded in the greenhouses of the Donetsk Botanical Garden over a 12-year period (2007–2008 and 2015–2024). Seven species – *Cyathus striatus*, *Gymnopilus liquiritiae*, *Mycena epipterygia*, *M. leptcephala*, *Panaeolus fimicola*, *Peziza varia*, and *P. vesiculosa* – were reported for the first time for the territory of the Donetsk Botanical Garden. The species diversity of macrofungi in greenhouses is relatively low – 10–18% of the species recorded in the anthropogenically transformed regional ecosystems of Donbass. Multiregional cosmopolitans (20 species, 77%) and saprotrophs (17 species, 65%) dominated among fungal species by species composition and trophic spectrum respectively. Two peaks of fruiting body formation were observed: the winter peak – in January and February, and the autumn peak – in October. Macrofungi communities of greenhouses are composed mostly of accidentally introduced species. The incoming of fungi into the greenhouses occurred with organic substrates of local and foreign origin. This may facilitate the introduction and subsequent naturalization of alien fungi in the regional phytocoenoses.

Keywords: alien fungi, biodiversity, botanical garden, Donbass, greenhouses, macrofungi

БИОРАЗНООБРАЗИЕ, СИСТЕМАТИКА, ЭКОЛОГИЯ

УДК 582.28 : 581.95 (470 + 571)

NEW SPECIES FOR REGIONAL MYCOBIOTAS OF RUSSIA. 9. REPORT 2024

© 2024. S. V. Volobuev^{1,*}, T. Yu. Svetasheva^{2,**}, E. S. Popov^{1,***}, I. S. Sarkina^{3,****},
L. G. Perevedentseva^{4,*****}, V. A. Vlasenko^{5,6,*****}, L. B. Kalinina^{1,*****}, V. I. Kapitonov^{7,*****},
Yu. A. Rebriev^{8,*****}, E. A. Krapivina^{9,*****}, N. V. Filippova^{10,*****},
Yu. R. Khimich^{11,*****}, A. S. Shishigin^{12,*****}, I. V. Zmitrovich^{1,*****},
V. S. Botalov^{4,*****}, I. V. Enushchenko^{13,*****},
O. N. Ezhov^{14,*****}, A. V. Vlasenko^{5,*****},
and S. Yu. Bolshakov^{1,*****}

¹ Komarov Botanical Institute of the Russian Academy of Sciences, 197022 St. Petersburg, Russia

² Tula State Lev Tolstoy Pedagogical University, 300026 Tula, Russia

³ Nikita Botanical Gardens — National Scientific Center of the Russian Academy of Sciences, 298648 Yalta, Russia

⁴ Perm State University, 614990 Perm, Russia

⁵ Central Siberian Botanical Garden of the Siberian Branch of the Russian Academy of Sciences, 630090 Novosibirsk, Russia

⁶ Center for Biosphere Research of the Republic of Tuva, 667003 Kyzyl, Russia

⁷ Tobolsk Complex Scientific Station of the Ural Branch of the Russian Academy of Sciences, 626152 Tobolsk, Russia

⁸ Southern Scientific Centre of the Russian Academy of Sciences, 344006 Rostov-on-Don, Russia

⁹ Kabardino-Balkarian State University named after Kh. M. Berbekov, 360004 Nalchik, Russia

¹⁰ Yugra State University, 628012 Khanty-Mansiysk, Russia

¹¹ Institute of North Industrial Ecology Problems — subdivision of the Federal Research Centre

“Kola Science Centre of the Russian Academy of Sciences”, 184209 Apatity, Russia

¹² Perm State Humanitarian and Pedagogical University, 614000 Perm, Russia

¹³ All-Russian Plant Quarantine Center, Irkutsk 664023, Russia

¹⁴ N. Laverov Federal Center for Integrated Arctic Research of the Ural Branch of the RAS, 163000 Arkhangelsk, Russia

*e-mail: sergvolobuev@binran.ru

**e-mail: foxtail_svet@mail.ru

***e-mail: epopov@binran.ru

****e-mail: maslov_ivan@mail.ru

*****e-mail: perevperm@mail.ru

*****e-mail: vlasenkomyces@mail.ru

*****e-mail: lkalinina@binran.ru

*****e-mail: kvi@udsu.ru

*****e-mail: rebriev@yandex.ru

*****e-mail: e.a.krapivina@mail.ru

*****e-mail: filippova.courlee.nina@gmail.com

*****e-mail: ukhim@inbox.ru

*****e-mail: shishigin1992@mail.ru

*****e-mail: iv_zmitrovich@mail.ru

*****e-mail: vitalywc@yandex.ru

*****e-mail: deschampsia@yandex.ru

*****e-mail: olegezhik@gmail.com

*****e-mail: anastasiamix81@mail.ru

*****e-mail: sbolshakov@binran.ru

Received 23 May, 2024; revised 29 June, 2024; accepted 4 July, 2024

A total of 81 fungal species including ten ascomycete and 71 basidiomycete species have been recorded for the first time from 19 administrative regions of Russia: Kabardino-Balkarian Republic (6), Republic of Crimea (6), Republic of Tyva (2), Perm Krai (8), Primorsky Krai (2), Arkhangelsk Oblast (2), Bryansk Oblast (1), Irkutsk Oblast (3), Murmansk Oblast (6), Novosibirsk Oblast (1), Oryol Oblast (1), Pskov Oblast (2), Tula Oblast (27), Tyumen Oblast (5), Ulyanovsk Oblast (1), Yaroslavl Oblast (1), Saint Petersburg Federal City (1), Sevastopol Federal City (3), and Khanty-Mansi Autonomous Okrug (4 species). An annotated species list containing the data on locality, substrate, habitat type, date of collection, and voucher numbers is provided. *Berkleasmium conglobatum*, *Biporispora europaea*, *Heydenia arietina*, *Lopadostoma pouzarii*, *Navicella pileata*, *Trizodia acrobia* (Ascomycota), and *Callistosporium pseudofelleum*, *Coltricia confluens*, *Melanoleuca monticola* (Basidiomycota) are reported as the first records in Russia. *Clitopilus geminus*, *Crepidotus stenocystis*, *Flammulina populicola*, *Mycena luteovariegata*, and *Pholiotina longistipitata* are recorded in Russia for the second time. Among them, *Clitopilus geminus* is a new species to European Russia, and *Crepidotus stenocystis* is a new one to the Asian part of Russia. *Amanita mairei*, *Cortinarius integerrimus*, *Flammulina elastica*, and *Infundibulicybe gigas* are reported for the third time. New data on rare and little-collected species *Purpureodiscus subisabellinus* and *Hydnellum gracilipes* is presented. Complete sequences of ITS1–5.8S–ITS2 nuclear ribosomal DNA for nine species reported have been generated and submitted to the GenBank database.

Keywords: Ascomycota, Basidiomycota, biodiversity, DNA barcodes, fungal biogeography, new findings

DOI: 10.31857/S0026364824060054, **EDN:** ungyhv

INTRODUCTION

The present report is the ninth in the series of articles devoted to the new regional records of fungi (Bolshakov et al., 2016, 2018, 2020; Svetasheva et al., 2017; Volobuev et al., 2019, 2021a, 2022, 2023).

An annotation record includes the data on species location, substrate, habitat, and herbarium documentation. Voucher specimens are deposited in LE (St. Petersburg), AR (Arkhangelsk), INEP (Apatity), NSK (Novosibirsk), and TUL F (Tula) herbaria. Duplicates of all specimens are stored in LE.

MATERIALS AND METHODS

Material was collected and identified using light microscopy technique by the authors abbreviated as follows: Sergey V. Volobuev (SV), Tatyana Yu. Svetasheva (TS), Eugene S. Popov (EP), Irina S. Sarkina (IS), Lidiya G. Perevedentseva (LP), Vladimir I. Kapitonov (VK), Yury A. Rebriev (YuR), Elena A. Krapivina (EK), Nina F. Filippova (NF), Yuliya R. Khimich (YuKh), Aleksandr S. Shishigin (ASh), and other persons indicated in the text.

To shorten the names of administrative regions of Russia we have used the international standard codes ISO 3166-2: RU (ISO, 2010). Republic of Crimea was abbreviated as KM.

Data on the fungal species distribution in Russia is based on the updated database on *Agaricomycetes* diversity (Bolshakov et al., 2021, 2022) as well as other papers partly referenced in previous reports (Bolshakov et al., 2016; Svetasheva et al., 2017). Species registered for more than 40 regions are noted as widespread species.

Molecular identity of some studied specimens has been confirmed by ITS1–5.8S–ITS nrDNA sequence analysis. DNA extraction, PCR amplification and sequencing were

performed followed Volobuev et al. (2021b). Newly generated sequences were submitted to the GenBank database.

RESULTS

ASCOMYCOTA

DOTHIDEOMYCETES

Catinellales

Catinella olivacea (Batsch) Boud. – new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: BRY, DA, IVA, KIR, KLU, KYA, LEN, MO, MOS, NGR, NVS, PRI, PSK, SPE, STA, TA, VLA.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, ca. 200 m to the east from Lobynskoye village, 54.07388° N, 37.72259° E, on large fallen trunk of a dead branch in ravine with willows, 01.05.2021, coll. TS, det. EP (TUL F 1871, dupl. LE F-350414).

Pleosporales

Berkleasmium conglobatum (Cooke et Ellis) R.T. Moore – new to Russia.

Specimen examined: Pskov Oblast, Bezhanitsky District, Polistovsky State Nature Reserve, forest block 14/9, 57.15992° N, 30.48688° E, on wood of a dead branch in crown of *Populus tremula*, 23.09.2019, coll. et det. EP (LE F-295153);

Navicella pileata (Tode) Fabre – new to Russia.

Specimen examined: Pskov Oblast, Lokniansky District, 600 m north-eastward from Ivantsevo village, 56.65135° N, 29.91691° E, on bark of a living *Quercus robur* tree in aspen-birch-oak forest, 05.06.2024, coll. et det. EP (LE F-333496).

LEOTIOMYCETES

Helotiales

Heyderia cucullata (Batsch) Bacyk et Van Vooren – new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: KC, KR, KYA, LEN, MOS, MOW, MUR, NGR, PER, PSK, SAK, SMO, SPE, TVE, VLA, VLG.

Specimen examined: Tula Oblast, Leninsky District, Shcheglovskaya zaseka forest area, ca. 1.5 km to the north-east from Olenino village, 54.23694° N, 37.84844° E, on coniferous litter in old-growth spruce plantations, 04.10.2021, coll. TS, det. EP (LE F-324172).

Rhytismatales

Cudonia confusa Bres. – new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AL, KC, KLU, KR, KYA, LEN, MOS, MUR, NGR, PSK, TVE.

Specimens examined: Tula Oblast, Aleksinsky District, Tulske zaseki forest area, ca. 2 km to the north-west from Plastovo village, 54.3083° N, 37.03934° E, on coniferous litter in old-growth spruce plantations with birch, 29.07.2020, coll. TS, det. EP (TUL F 1865, dupl. LE F-350412).

Incertae sedis

Trizodia acrobata Laukka — new to Russia.

Specimen examined: Yaroslavl Oblast, Rybinsky District, Pogorelka village, 58.03502° N, 39.17857° E, on living *Sphagnum* sp. in a bog, 20.07.2022, coll. and det. Botyakov V.N., teste EP (LE F-333426).

PEZIZOMYCETES

Pezizales

Heydenia arietina (E. Fisch.) Leuchtm. et Cléménçon — new to Russia.

Specimen examined: Ulyanovsk Oblast, Radishchevsky District, Sengiley Mountains National Park, on sandstone, 03.06.2022, coll. Trofimov Yu., det. EP (LE F-324298).

Purpureodiscus subisabellinus (Le Gal) Van Vooren — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: KYA, NGR, TA.

Specimens examined: Tula Oblast, Shchekinsky District, vicinity of Orlovo village, Krapivensky Zakaznik, Losyevoye bog, 53.9727° N, 37.1245° E, on rotten wood in broad-leaved forest on the mire edge, 13.06.2021, coll. TS, det. EP (TUL F 1868, dupl. LE F-350413).

SORDARIOMYCETES

Xylariales

Biporispora europaea J.D. Rogers, Y.M. Ju et Cand. (Fig. 1, c–e) — new to Russia.

Specimen examined: Bryansk Oblast, Suzemsky District, “Bryansky Les” State Nature Reserve, the environs of the Staroye Yamnoye ranger station, 52.46676° N, 33.85547° E, on wood of fallen trunk of *Ulmus* sp. in broad-leaved forest, 07.08.2015, coll. EP, det. Mombert A. (LE F-324226).

Lopodostoma pouzarii Granmo et L.E. Petrini (Fig. 1, a, b) — new to Russia.

Specimen examined: Tula Oblast, Shchekinsky District, the Yasnaya Polyana estate, Istochnik forest, 54.06778° N, 37.51458° E, on wood of a fallen trunk of *Ulmus* sp. in broad-leaved forest, 14.07.2024, coll. and det. EP (LE F-333550).

BASIDIOMYCOTA

AGARICOMYCETES

Agaricales

Agaricus praerimosus Peck — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: BEL, DON, IRK, KHR, KM, KYA, LUG, ORE, SAR, TOM, VGG.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Dzerzhinsky City District, Botanical Garden of the Perm State University, 58.0062° N, 56.1850° E, on soil in the open area, 20.05.2023, coll. LP, det. LP and ASH (LE F-348567).

A. xanthodermus Genev. — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: AD, AL, ALT, AST, BEL, BRY, CE, CHE, KC, KDA, KGD, KHM, KHR, KK, KLU, KM, KR, KYA, LEN, LIP, ME, MO, MOS, NVS, ORE, ORL, PNZ, PRI, ROS, SE, SEV, TOM, TUL, TVE, TY, UD, ULY, VGG, VOR.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Sverdlovsky City District, 58.0094° N, 56.2507° E, on soil in lawn, 13.09.2023, coll. LP, det. LP and ASH (LE F-348568).

Amanita excelsa (Fr.) Bertill. — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AD, BEL, KDA, KGD, KHR, KM, KYA, LEN, MOS, PRI, SAK, SPE, TOM, TVE, UD, YEV.

Specimens examined: Tula Oblast, Suворovsky District, vicinity of Varushitsy village, 54.2065° N, 36.30897° E, on soil in pine forest with spruce and deciduous trees, 05.10.2021, coll. and det. TS (LE F-350392, dupl. TUL F 1848).

A. gemmata (Fr.) Bertill. — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: AD, AMU, BEL, KC, KDA, KHA, KLU, KM, KR, KRS, LEN, MO, MOS, ROS, RYA, SEV, SPE, TOM, ULY, VLG.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Chernyayevsky les protected area, 57.987° N, 56.142° E, on sandy soil in pine forest, 02.08.2021, coll. LP, det. LP and Botalov V.S. (LE F-348563).

Amanita mairei Foley — new to the Republic of Crimea.

Distribution in Russia: LEN, PNZ.

Specimen examined: Republic of Crimea, Bakhchisaraysky District, Ai-Petrinskaya yayla Nature Zakaznik, northern slope of Mount Bedene-Kyr, 44.48389° N, 34.02972° E, on soil in meadow steppe on the edge of pine-beech forest, 30.06.2022, coll. and det. IS (LE F-348575).

A. regalis (Fr.) Michael — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AL, ALT, BEL, BU, CHU, IRK, IVA, KHA, KHM, KO, KYA, MAG, MOS, MOW, MUR, NGR, NVS, PER, PRI, SVE, TOM, UD, VLG, YAN.

Specimens examined: Tula Oblast, Suворovsky District, vicinity of Varushitsy village, 54.20405° N, 36.30977° E, on soil near the ditch in old-growth pine plantations with birch, 05.10.2021, coll. and det. TS (TUL F 1849, dupl. LE F-350393).

A. umbrinolutea (Secr. ex Gillet) Bataille — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: IRK, KHM, KYA, LEN, MUR, PER, PRI, UD.

Specimens examined: Tula Oblast, Yasnogorsky District, vicinity of Ivankovo village, “Ivankovskiy sosnovyy bor na reke Vosma” protected area, 54.76644° N, 37.93062° E, on soil in pine-deciduous forest, 02.10.2019, coll. and det. TS (TUL F 1866, dupl. LE F-350401).

Atractosporocybe inornata (Sowerby) P. Alvarado, G. Moreno et Vizzini — new to the Khanty-Mansi Autonomous Okrug.

Distribution in Russia: AL, BEL, IRK, KK, KM, KYA, LEN, LIP, MOS, MUR, NVS, PER, PRI, PSK, RYA, SAK, SAM, SEV, TOM, VOR, YAN.

Specimens examined: Khanty-Mansi Autonomous Okrug, Khanty-Mansiysky District, nearby Shapsha village, 61.07908° N, 69.45226° E, on soil in mixed coniferous forest, 02.09.2015, coll. and det. NF (YSU-F-06462, dupl. LE F-348597). GenBank accession number — PQ302324 (ITS nrDNA).

Bovista limosa Rostr. — new to Irkutsk Oblast and Murmansk Oblast.

Distribution in Russia: CHU, KAM, KHM, MAG, NVS, SVE, YAN.

Specimens examined: Irkutsk Oblast, Angarsky District, Angarsk city, right bank of the Malaya Yelovka River, 52.4911° N, 103.8158° E, on sandy soil among mosses in edge of pine forest, 12.08.2023, coll. Enushchenko I.V., det. YuR (LE F-350976). Murmansk Oblast, Apatity, 17 km to the west from Apatity, shore of Lake Bolshaya Imandra, 67.5982° N, 33.0102° E, on gravelly soil in wasteland, 21.08.2023, coll. and det. YuR (LE F-350971).

B. tomentosa (Vittad.) De Toni — new to Irkutsk Oblast.

Distribution in Russia: AL, ARK, AST, BEL, KGD, KL, LEN, MAG, NVS, SVE, VGG, YAN, ZAB.

Specimen examined: Irkutsk Oblast, Angarsky District, Angarsk city, right bank of the Malaya Yelovka River, 52.4928° N, 103.8194° E, on soil in edge of pine forest, 12.08.2023, coll. Enushchenko I.V., det. YuR (LE F-350977).

Callistosporium pseudofelleum Vizzini, Matheny, Consiglio et M. Marchetti (Fig. 2, c) — new to Russia.

Specimen examined: Primorsky Krai, Shkotovsky district, vicinity of Anisimovka village, 43.13374° N, 132.80572° E, on rotten wood of deciduous tree in forest with *Tilia* sp., *Quercus mongolica*, *Juglans mandshurica* and *Fraxinus* sp., 05.08.2023, coll. and det. Kalinina L.B. (LE F-332287). GenBank accession number — PQ288866 (ITS nrDNA).

Chlorophyllum olivieri (Barla) Vellinga — new to Tula Oblast.

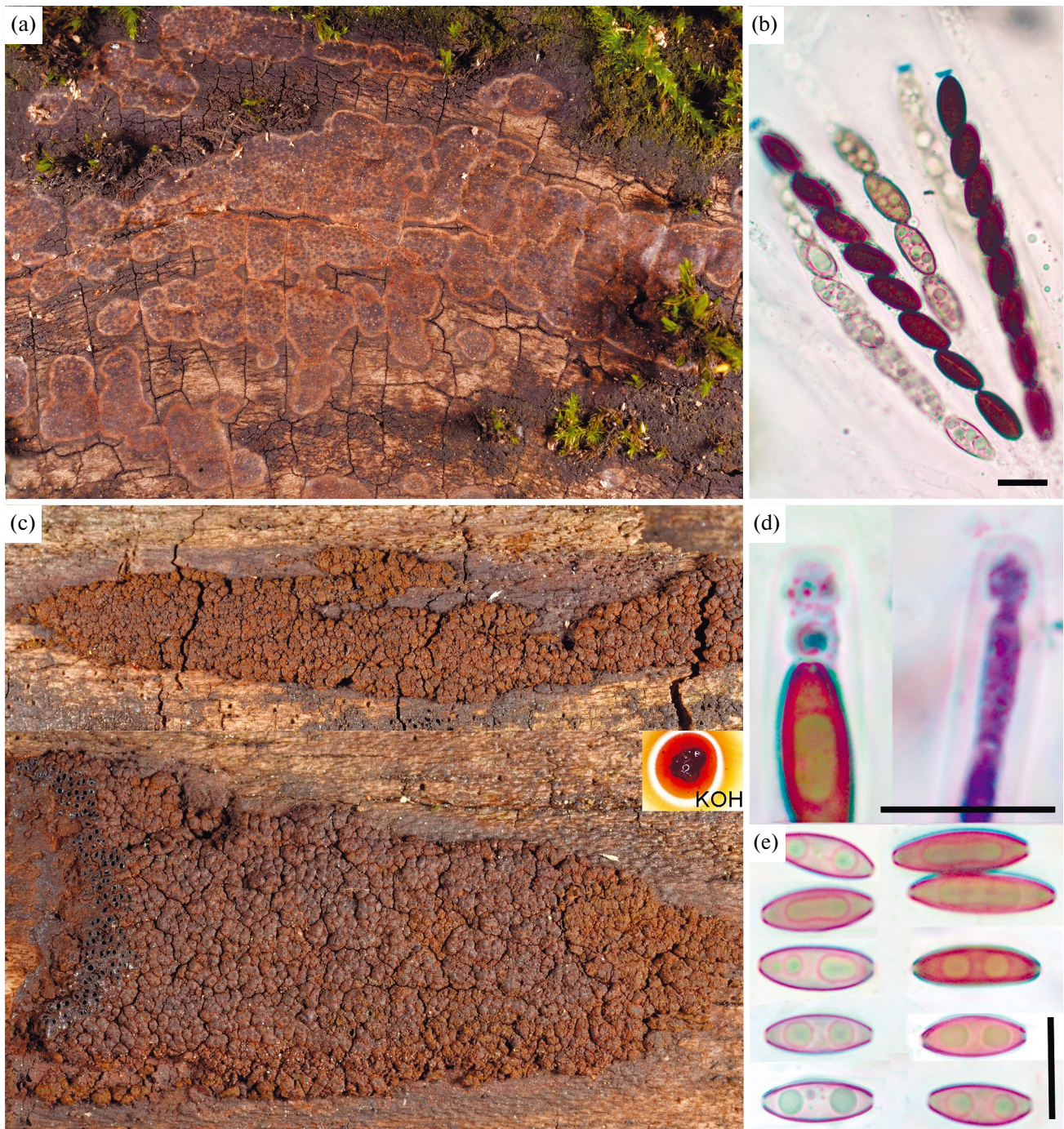


Fig. 1. Macro- and microscopic features of some collected ascomycetous fungi: *Lopadostoma pouzarii* LE F-333550 (a – stromata on wood, b – asci and ascospores); *Biporispora europaea* LE F-324226 (c – stromata on wood and KOH extractable stromatal pigments, d – asci, e – ascospores). Scale bar – 10 µm. Photo by E.S. Popov.

Distribution in Russia: KGD, KHM, PNZ, PRI, PSK, ROS, SPE, TA, UD.

Specimens examined: Tula Oblast, Suворovsky District, vicinity of Varushitsy village, 54.20528° N, 36.30659° E, on soil and litter in old-growth pine plantations with birch, 05.10.2021, coll. and det. TS (TUL F 1858, dupl. LE F-350398).

Clitocybe agrestis Harmaja – new to Sevastopol.

Distribution in Russia: KHM, KO, RYA, SAM, TUL, UD.

Specimen examined: Sevastopol, Balaklavsky District, Karansky Nature Landscape Zakaznik, 44.49235° N, 33.56175° E, on soil in hornbeam-oak-juniper forest, 22.11.2022, coll. Esionova A.V., det. IS (LE F-348572).

Clitopilus geminus (Paulet) Noordel. et Co-David – new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: NVS.

Specimens examined: Tula Oblast, Aleksinsky District, Tulskie zaseki forest area, vicinity of Plastovo and Khovanskoye villages, 54.30942° N,

37.03936° E, on soil and litter in spruce plantations, 29.07.2020, coll. and det. TS (TUL F 1864, dupl. LE F-350400).

Cortinarius allutus Fr. — new to the Republic of Crimea.

Distribution in Russia: BU, CHU, IRK, KR, KYA, LEN, MAG, MUR, NVS, PNZ, PRI, SAK, SE, TA, TVE.

Specimen examined: Republic of Crimea, Yalta, Cape Martyan Nature Park, 44.50906° N, 34.24911° E, on soil in juniper-oak-pine forest, 25.01.2019, coll. and det. IS (LE F-348579).

C. integerrimus Kühner — new to the Republic of Crimea.

Distribution in Russia: LEN, PRI.

Specimen examined: Republic of Crimea, Alushta, Angarsky Pass, eastern slopes of the Chatyrdag mountain range, 44.75639° N, 34.34417° E, on soil in oak-hornbeam-beech forest, 06.07.2023, coll. and det. IS (LE F-348571).

Crepidotus stenocystis Pouzar — new to the Republic of Tuva.

Distribution in Russia: UD.

Specimens examined: Republic of Tyva, Piy-Khemsy kozhuun, 26 km northwestward to Sevi village, 52.7172° N, 94.7894° E, on litter in larch forest, 12.08.2020, coll. Vlasenko A.V., det. Vlasenko V.A. (NSK 1017346, dupl. LE F-348594). GenBank accession number — PQ238351 (ITS nrDNA).

Cyathus stercoreus (Schwein.) De Toni — new to Irkutsk Oblast.

Distribution in Russia: AMU, BEL, KB, KHA, KK, KYA, LEN, LIP, NVS, PRI, ROS, SVE, UD.

Specimen examined: Irkutsk Oblast, Bokhansky District, vicinity of Olonki settlement, 52.8987° N, 103.7556° E, on soil in edge of wheat field, 03.08.2023, coll. Enushchenko I.V., det. YuR (LE F-350978).

Flammulina elastica (Sacc.) Redhead et R.H. Petersen — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: IVA, KHM.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Ordzhonikidzevsky City District, Kislotnye Dachi Microdistrict, 58.0891° N, 56.3967° E, on dead wood of deciduous tree in mixed forest (*Tilia cordata*, *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*), 23.03.2023, coll. Peters D.A., det. LP and ASH (LE F-348565).

F. fenae Bas — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: KYA, LEN, ROS, SAM, SPE, SVE, VLG.

Specimen examined: Perm Krai, Osinsky District, vicinity of Ust-Pal village, 57.4168° N, 55.5625° E, at trunk base of *Populus tremula* in mixed forest (*Populus tremula*, *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*), 29.09.2023, coll. and det. LP and Botalov V.S. (LE F-348569).

F. populicola Redhead et R.H. Petersen — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: KYA.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Chernyayevsky les protected area, 57.9916° N, 56.1803° E, on fallen trunk of *Populus tremula*, 25.05.2022, coll. ASH, det. LP and ASH (LE F-348564).

Hydropus marginellus (Pers.) Singer — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AL, ALT, KHA, KYA, NGR, NVS, PER, PRI, PSK, TOM, VGG, YEV.

Specimens examined: Tula Oblast, Zaoksky District, vicinity of Velegozh village behind the Oktava camp site, "Green zona of the Velegozh holiday house" protected area, 54.72089° N, 37.23236° E, on rotten wood of *Pinus sylvestris* in coniferous-deciduous forest, 22.07.2019, coll. and det. TS (TUL F 1869, dupl. LE F-350403).

Hygrocybe miniata (Fr.) P. Kumm. — new to Arkhangelsk Oblast.

Distribution in Russia: BEL, BRY, KDA, KGD, KHA, KHM, KK, KLU, KR, KYA, LEN, LIP, MAG, MOS, MOW, MUR, NGR, PER, PRI, PSK, ROS, SAK, SPE, SVE, TA, TOM, TVE, TYU, UD, VOR, YAN.

Specimens examined: Arkhangelsk Oblast, Pinezhsky District, Pinezhsky Nature Reserve, vicinity of Filippovskoye area, 64.68407° N, 43.18824° E, on soil in floodplain forest, 14.09.2023, coll. Ezhov O.N., det. Zmitrovich I.V. (AR3844, dupl. LE F-348555).

Infundibulicybe gigas (Harmaja) Harmaja — new to Perm Krai.

Distribution in Russia: IVA, KO.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Motovilikhinsky City District, 58.0372° N, 56.4159° E, on soil among grasses in birch forest, 23.10.2023, coll. Novoselova L.V., det. LP and Botalov V.S. (LE F-348570).

Leucocortinarius bulbiger (Alb. et Schwein.) Singer — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AL, ALT, AMU, BEL, CHE, IRK, KGD, KHA, KHM, KIR, KK, KLU, KM, KO, KR, KYA, LEN, LIP, MO, MOS, MUR, NGR, NVS, PER, PNZ, PRI, PSK, RYA, SAM, SAR, SPE, SVE, TA, TOM, UD, VOR, YAR, YEV.

Specimens examined: Tula Oblast, Aleksinsky District, Tulske zaseki forest area, ca. 2 km to the north-west from Plastovo village, 54.30729° N, 37.03874° E, on soil and litter in old-growth spruce plantations with birch, 29.07.2020, coll. TS, det. EP (TUL F 1867, dupl. LE F-350402).

Leucocybe connata (Schumacher) Vizzini, P. Alvarado, G. Moreno et Consiglio — new to the Khanty-Mansi Autonomous Okrug.

Distribution in Russia: widespread species (46 regions).

Specimens examined: Khanty-Mansi Autonomous Okrug, Khanty-Mansiysky District, nearby Shapsha village, 61.06646° N, 69.45351° E, on soil in birch-aspen forest, 23.07.2015, coll. and det. NF (YSU-F-05517, dupl. LE F-348598). GenBank accession number — OR018843 (ITS nrDNA).

Lignomphalia lignicola (Lj.N. Vassiljeva) Antonín, Borovička, Holec et Kolářik — new to the Khanty-Mansi Autonomous Okrug.

Distribution in Russia: AL, AMU, BU, IRK, KHA, KO, KYA, PRI, SAK, VLG, YEV, ZAB.

Specimens examined: Khanty-Mansi Autonomous Okrug, Khanty-Mansiysky city, 60.98606° N, 69.06841° E, on large mossy log of willow, 04.08.2020, coll. Bilous V.V., det. NF (YSU-F-10161, dupl. LE F-348599). GenBank accession number — PQ304235 (ITS nrDNA).

Lycoperdon mammiforme Pers. — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AD, AMU, ARK, BEL, KC, KHA, KM, LIP, MO, PNZ, PRI, STA, SVE, YEV.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Malinovaya zaseka nature park, vicinity of Podgorodniye dachi district, left bank of the Voronka River reservoir, 54.10233° N, 37.54608° E, on soil and litter in oak-dominated broad-leaved forest, 11.09.2023, coll. and det. TS (TUL F 1844, dupl. LE F-350390).

L. molle Pers. — new to Murmansk Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (43 regions).

Specimens examined: Murmansk Oblast, Kandalakshsky District, vicinity of Kandalaksha, 67.1239° N, 32.4457° E, on litter in mixed forest, 24.08.2023, coll. and det. YuR (LE F-350974); Kirovsk, vicinity of Kirovsk, 67.5969° N, 33.5892° E, on litter in mixed forest, 23.08.2024, coll. Morozova O.V., det. YuR (LE F-350973).

Melanoleuca monticola Antonín, Ďuriška, Jančovičová, Para, Ševčíková et Tomšovský — new to Russia.

Specimens examined: Republic of Tyva, Kyzyl kozhuun, 26 km north-eastward from Cherbi village, 51.9252° N, 94.9766° E, on soil in aspen-birch-larch forest, 09.08.2020, coll. Vlasenko A.V., det. Vlasenko V.A. (NSK 1017355, dupl. LE F-348592), GenBank accession number — PQ256650 (ITS nrDNA); (NSK 1017369, dupl. LE F-348593), GenBank accession number — PQ256651 (ITS nrDNA).

Meotomycetes dissimulans (Berk. et Broome) Vizzini — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: KC, KDA, RYA, SVE, TOM, UD.

Specimens examined: Tula Oblast, Zaoksky District, vicinity of Velegozh village and Oktava camp site, "Green zona of the Velegozh holiday house" protected area, 54.7082° N, 37.2528° E, on soil between rotten leaves in coniferous-deciduous forest, 22.07.2019, coll. and det. TS (TUL F 1870, dupl. LE F-350404).

Mycena luteovariegata Harder et Læssøe — new to the Republic of Crimea.

Distribution in Russia: PNZ.

Specimen examined: Republic of Crimea, Yalta, Cape Martyan Nature Park, 44.50858° N, 34.24877° E, on forest litter in juniper-oak-pine forest, 25.01.2019, coll. and det. IS (LE F-348578).



Fig. 2. Basidiomata of some collected species *in situ*: a – *Volvariella bombycina* LE F-348580 (photo by S.V. Volobuev), b – *Hydnellum gracilipes* INEP 3705, dupl. LE F-348552 (photo by E.A. Borovichev), c – *Callistosporium pseudofelleum* LE F-332287 (photo by L.B. Kalinina), d – basidia and basidiospores of *C. pseudofelleum*, scale bar – 10 µm.

M. pseudocorticola Kühner – new to Perm Krai.

Distribution in Russia: AL, KGD, LEN, NVS, RYA, SPE, TA, TOM, TUL.

Specimen examined: Perm Krai, Perm, Ordzhonikidzevsky City District, Kislotnye Dachi Microdistrict, 58.0958° N, 56.3890° E, on dead wood of *Tilia cordata* in mixed forest (*Tilia cordata*, *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*), 23.03.2023, coll. Peters D.A., det. LP and ASH (LE F-348566).

Nidularia deformis (Willd.) Fr. – new to Murmansk Oblast.

Distribution in Russia: AL, ARK, BEL, IRK, KHM, KO, KR, KRS, LEN, LIP, MAG, MOS, NGR, PNZ, PSK, ROS, RYA, SAK, SPE, SVE, TA, TOM, TVE, VOR.

Specimen examined: Murmansk Oblast, Apatity, 17 km to the west from Apatity, shore of Lake Bolshaya Imandra, 67.5996° N, 33.0047° E, on fallen twigs of *Pinus sylvestris* in pine forest on the swamp edge, 21.08.2023, coll. and det. YuR (LE F-350975).

Phloeomana alba (Bres.) Redhead – new to the Republic of Crimea.

Distribution in Russia: KGD, KHA, LEN, ORE, PRI, SAM, SPE, SVE, TUL.

Specimen examined: Republic of Crimea, Yalta, Cape Martyan Nature Park, 44.5079° N, 34.24197° E, on mossed trunks of *Quercus* sp. in juniper-oak forest, 08.12.2022, coll. and det. IS (LE F-348577).

Phloeomana speirea (Fr.) Redhead – new to the Republic of Crimea.

Distribution in Russia: AL, ALT, KEM, KGD, KHA, KHM, KK, KO, KR, KYA, LEN, MAG, MOS, MOW, MUR, NGR, NVS, ORE, PER, PNZ, PRI, PSK, ROS, SAK, SAM, SPE, SVE, TA, TOM, TUL, ULY, VOR, YAR.

Specimen examined: Republic of Crimea, Yalta, Cape Martyan Nature Park, 44.50846° N, 34.24761° E, on mossed trunks of *Quercus* sp. in juniper-oak forest, 08.12.2022, coll. and det. IS (LE F-348576).

Pholiotina longistipitata E.F. Malysheva et Kiyashko — new to the Khanty-Mansi Autonomous Okrug.

Distribution in Russia: KYA.

Specimens examined: Khanty-Mansi Autonomous Okrug, Khanty-Mansiysky District, nearby Shapsha village, 61.07960° N, 69.45287° E, among green moss and leaf litter in mixed coniferous forest, 05.07.2017, coll. and det. NF (YSU-F-07823, dupl. LE F-348596); *ibid.*, 07.08.2019, coll. and det. NF (YSU-F-08971); *ibid.*, 61.08379° N, 69.46695° E, among green moss and leaf litter, 04.09.2016, coll. and det. NF (YSU-F-07300). GenBank accession number — PP980551 (ITS nrDNA).

Phyllotopsis nidulans (Pers.) Singer — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (49 regions).

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Malinovaya zaseka nature park, vicinity of Podgorodniye dachi district, left bank of the Voronka River reservoir, 54.1008° N, 37.54733° E, on rotten wood in broad-leaved forest, 02.10.2021, coll. Efanov M., det. TS (TUL F 1850, dupl. LE F-350394).

Sarcomyxa serotina (Pers.) V. Papp — new to the Kabardino-Balkarian Republic.

Distribution in Russia: widespread species (45 regions).

Specimen examined: Kabardino-Balkarian Republic, Nalchik, slope of Malaya Kizilovka Mountain, 43.46019° N, 43.59769° E, on dead wood of deciduous tree in hornbeam-beech forest, 26.11.2023, coll. EK, det. SV (LE F-348583).

Tricholoma stiparophyllum (N. Lund) P. Karst. — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AL, ALT, KC, KGD, KHM, KO, KR, KYA, LEN, MOS, NGR, PNZ, PSK, SPE, TA, UD.

Specimens examined: Tula Oblast, Yasnogorsky District, vicinity of Ivankovo village, “Ivankovskiy sosnovyy bor na reke Vosma” protected area, 54.76618° N, 37.93808° E, on soil in pine-deciduous forest, 11.08.2019, coll. and det. TS (TUL F 1863, dupl. LE F-350399).

T. vaccinum (Schaeff.) P. Kumm. — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AL, AMU, BEL, BU, IRK, KHA, KHM, KM, KO, KYA, LEN, MAG, MOS, MOW, NGR, NVS, PER, PNZ, PRI, SAK, SEV, SMO, SPE, SVE, TOM, TY, UD, VLG, YAR, YEV.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Shcheglovskaya zaseka forest area, ca. 1.5 km to the north-east from Olenino village, 54.23696° N, 37.84835° E, on soil and litter in spruce plantations, 04.10.2021, coll. and det. TS (TUL F 1852, dupl. LE F-350396).

Volvariella bombycina (Schaeff.) Singer (Fig. 2, a) — new to Oryol Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (47 regions).

Specimen examined: Oryol Oblast, Orlovsky District, vicinity of Zhilina village, 53.01848° N, 36.03529° E, on large fallen trunk of *Populus nigra* in field protection plantations of poplar trees along the road, 09.07.2023, coll. and det. SV (LE F-348580).

V. surrecta (Knapp) Singer — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AMU, KM, LEN, PER, SPE, TA.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Shcheglovskaya zaseka forest area, ca. 1.5 km to the north-east from Olenino village, 54.23623° N, 37.8454° E, on basidiomata of *Clitocybe nebularis* in pine plantations with birch, 04.10.2021, coll. and det. TS (TUL F 1846, dupl. LE F-350391).

Amylocorticiales

Plicatura crispa (Pers.) Rea — new to the Kabardino-Balkarian Republic.

Distribution in Russia: widespread species (48 regions).

Specimens examined: Kabardino-Balkarian Republic, Nalchik, Botanical Garden of the Kabardino-Balkarian State University, 43.49708° N, 43.59016° E, on fallen trunk of *Betula* sp., 23.11.2023, coll. EK, det. SV (LE F-348588); *ibid.*, on fallen trunk of *Carpinus betulus*, 24.11.2023, coll. and det. EK (LE F-348590); Nalchik, slope of Malaya Kizilovka Mountain, 43.46019° N, 43.59769° E, on dead wood of deciduous tree in hornbeam-beech forest, 26.11.2023, coll. and det. EK (LE F-348585).

Auriculariales

Exidia candida Lloyd — new to Sevastopol.

Distribution in Russia: AL, AMU, ARK, CHU, KC, KGD, KHA, KHM, KO, KR, KYA, LEN, MAG, MO, MUR, NIZ, PRI, RYA, SAK, SAM, SPE, SVE, TYU, UD, YAN, ZAB.

Specimen examined: Sevastopol, Balaklavsky District, Karansky Nature Landscape Zakaznik, 44.51587° N, 33.55450° E, on dead wood of *Carpinus betulus* in juniper-oak-hornbeam forest, 26.11.2022, coll. Esionova A.V., det. IS (LE F-348573).

Gomphales

Phaeoclavulina abietina (Pers.) Giachini — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (52 regions).

Specimens examined: Tula Oblast, Aleksinsky District, Tulske zaseki forest area, vicinity of Plastovo and Khovanskoye villages, 54.30895° N, 37.03852° E, on litter of *Picea abies* in spruce plantations, 29.07.2020, coll. and det. TS (TUL F 1861, dupl. LE F-350409).

Hymenochaetales

Coltricia confluens P.-J. Keizer — new to Russia.

Specimens examined: Novosibirsk Oblast, Novosibirsk, Akademgorodok, botanical garden, greenhouse complex, on soil in tropical plant greenhouse, 54.8141° N, 83.1006° E, 24.06.2022, coll. and det. Vlasenko V.A. (NSK 1014854, dupl. LE F-348595). GenBank accession numbers — PQ238352 (ITS nrDNA), PQ237036 (LSU).

Hirschioporus fuscoviolaceus (Ehrenb.) Donk — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (69 regions).

Specimens examined: Tula Oblast, Yasnogorsky District, vicinity of Ivankovo village, “Ivankovskiy sosnovyy bor na reke Vosma” protected area, 54.77654° N, 37.90777° E, on dead trunk and branches of *Pinus sylvestris* in pine plantations, 02.10.2019, coll. and det. TS (TUL F 1862, dupl. LE F-350410).

Lyomyces erastii (Saaren. et Kotir.) Hjortstam et Ryvarden — new to Saint Petersburg.

Distribution in Russia: AL, AMU, ARK, BEL, CHE, KAM, LIP, LUG, MOW, ORL, PRI, SAM, SVE, TY, VGG.

Specimen examined: Saint Petersburg, Petrogradsky District, Komarov Botanical Institute's Botanical Garden of Peter the Great, 59.97164° N, 30.3284° E, on dry branches of *Morus alba* in park, 24.07.2024, coll. SV and Bolshakov S.Yu., det. SV (LE F-348581).

Peniophorella guttulifera (P. Karst.) K.H. Larss. — new to Tyumen Oblast.

Distribution in Russia: ARK, DA, KDA, KHM, LEN, NVS, ORE, ORL, PER, SVE.

Specimen examined: Tyumen Oblast, Tobolsk city, 58.28723° N, 68.46799° E, on fallen trunk of *Populus tremula* in aspen forest with *Betula pubescens* and *Tilia cordata*, 28.06.2023, coll. and det. VK (LE F-348558).

Sidera vulgaris (Fr.) Miettinen — new to Tyumen Oblast.

Distribution in Russia: BA, DA, KHM, KIR, LEN, MO, MUR, NIZ, PRI, PSK, SPE, SVE, TA, TOM, TVE.

Specimen examined: Tyumen Oblast, Tobolsk city, 58.20669° N, 68.29377° E, on fallen trunk of *Populus tremula* in aspen forest with *Betula pubescens* and *Tilia cordata*, 17.04.2021, coll. and det. VK (LE F-348560).

Skvortzovia furfuracea (Bres.) G. Gruhn et Hallenberg — new to Tyumen Oblast.

Distribution in Russia: ARK, DA, IRK, KDA, KHM, KIR, KLU, KO, KR, KYA, LEN, ME, MO, MUR, NGR, NIZ, NVS, ORL, PSK, SPE, SVE, TVE, VLG, VOR, YAN, ZAB.

Specimen examined: Tyumen Oblast, Tobolsky District, 2.4 km southward from Irtyshtskie Yurty village, 58.05912° N, 68.28724° E, on decorticated fallen trunk of *Pinus sylvestris* in swampy sphagnum-shrub pine forest, 06.10.2023, coll. and det. VK (LE F-348561).

Xylodon flaviporus (Berk. et M.A. Curtis ex Cooke) Riebesehl et Langer — new to Tyumen Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (47 regions).

Specimen examined: Tyumen Oblast, Vagaysky District, 25 km eastward from Istyatskaya village, 57.34461° N, 69.54129° E, on fallen trunk of *Populus tremula* in aspen forest with *Betula* sp., *Tilia cordata* and *Pinus sylvestris*, 24.09.2021, coll. and det. VK (LE F-348562).

Polyporales

Cyanosporus caesi (Schr.) McGinty — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (57 regions).

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Shcheglovskaya zaseka forest area, ca. 6 km to the north-east from Olenino village, 54.28501° N, 37.86508° E, on fallen trunk of *Larix* sp. in larch plantations, 04.10.2021, coll. TS, det. TS and Potapov K.O. (TUL F 1856, dupl. LE F-350406).

Fomitopsis rosea (Alb. et Schwein.) P. Karst. — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (57 regions).

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Shcheglovskaya zaseka forest area, ca. 1.5 km to the north-east from Olenino village, 54.23567° N, 37.85123° E, on fallen trunk of *Larix* sp. in larch plantations, 04.10.2021, coll. and det. TS (TUL F 1857, dupl. LE F-350407).

Fuscopostia fragilis (Fr.) B.K. Cui, L.L. Shen et Y.C. Dai — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AD, AL, AMU, ARK, BA, CHE, IRK, KC, KDA, KGD, KHM, KIR, KK, KO, KR, KYA, LEN, MO, MOS, MOW, MUR, NGR, NIZ, NVS, OMS, ORE, ORL, PER, PRI, PSK, RYA, SAM, SPE, SVE, TA, TOM, TVE, TYU, UD, VLG, YAN.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Shcheglovskaya zaseka forest area, ca. 1.5 km to the north-east from Olenino village, 54.23558° N, 37.84982° E, on rotten wood of *Larix* sp. in larch plantations with deciduous trees, 04.10.2021, coll. TS, det. TS and Potapov K.O. (TUL F 1845, dupl. LE F-350405).

Phanerochaete alnea (Fr.) P. Karst. — new to Arkhangelsk Oblast.

Distribution in Russia: AL, BEL, CHE, DA, KAM, KEM, KM, KO, KR, LEN, MO, NGR, NIZ, NVS, OMS, ORL, PER, PRI, SE, SVE, VLG, YAN.

Specimens examined: Arkhangelsk Oblast, Kargopolsky District, Kenozersky National Park, vicinity of Lake Lekshmozero, 61.7706° N, 38.0704° E, on dry standing tree of *Juniperus communis* in floodplain forest, 03.08.2023, coll. Ezhov O.N., det. Zmitrovich I.V. (AR3863, dupl. LE F-348554).

Phlebia tremellosa (Schr.) Nakasone et Burds. — new to the Kabardino-Balkarian Republic.

Distribution in Russia: widespread species (68 regions).

Specimens examined: Kabardino-Balkarian Republic, Nalchik, slope of Malaya Kizilovka Mountain, 43.46019° N, 43.59769° E, on dead wood of deciduous tree in hornbeam-beech forest, 14.10.2023, coll. and det. EK (LE F-348586); Nalchik, Botanical Garden of the Kabardino-Balkarian State University, 43.49708° N, 43.59016° E, on fallen trunk of *Carpinus betulus*, 21.10.2023, coll. EK, det. SV (LE F-348589).

Rhizochaete violascens (Fr.) K.H. Larss. — new to Tyumen Oblast.

Distribution in Russia: AL, ARK, KIR, KO, KR, LEN, NIZ, ORL, PSK, SAK, SPE, SVE, TVE, VLG.

Specimen examined: Tyumen Oblast, Tobolsky District, 2.4 km southward from Irtyshatskie Yurty village, 58.05912° N, 68.28724° E, on decorticated fallen trunk of *Pinus sylvestris* in swampy sphagnum-shrub pine forest, 06.10.2023, coll. and det. VK (LE F-348559).

Sarcodontia setosa (Pers.) Donk — new to the Kabardino-Balkarian Republic.

Distribution in Russia: AST, BEL, CHE, DON, KDA, KIR, KM, KRS, LEN, LIP, MO, NIZ, NVS, ORE, ORL, PRI, ROS, SAM, SVE, TA, TUL, VOR, YEV.

Specimen examined: Kabardino-Balkarian Republic, Nalchik, slope of Malaya Kizilovka Mountain, 43.45881° N, 43.59962° E, on dead standing tree of *Malus domestica* in abandoned apple orchard, 31.10.2023, coll. EK, det. SV (LE F-348587).

Russulales

Dendrophora versiformis (Berk. et M.A. Curtis) Chamuris — new to Primorsky Krai.

Distribution in Russia: AD, AL, AMU, KDA, SAM, YEV, ZAB.

Specimen examined: Primorsky Krai, Vladivostok, Russky Island, 43.00278° N, 131.91861° E, on fallen branches of *Quercus mongolica* in herb-rich oak forest, 29.09.2023, coll. and det. SV (LE F-348582). GenBank accession number — PQ288709 (ITS nrDNA).

Detipellis fragilis (Pers.) Donk — new to the Kabardino-Balkarian Republic.

Distribution in Russia: ARK, BEL, CHE, KDA, KHA, KIR, KM, KR, LEN, MO, MOS, NGR, NIZ, NVS, PER, PRI, PSK, RYA, SAM, SPE, SVE, TA, TVE, UD, VOR, YEV.

Specimen examined: Kabardino-Balkarian Republic, Nalchik, Botanical Garden of the Kabardino-Balkarian State University, 43.49708° N, 43.59016° E, on fallen trunk of *Fagus orientalis*, 23.11.2023, coll. EK, det. SV (LE F-348591).

Lactarius semisanguifluus R. Heim et Leclair — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: KM, LEN, PER, PNZ, VLG.

Specimens examined: Tula Oblast, Suворovsky District, vicinity of Varushitsy village, 54.20385° N, 36.30833° E, on soil in pine forest, 14.08.2023, coll. and det. TS (TUL F 1855, dupl. LE F-350397).

Lentinellus ursinus (Fr.) Kühner — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AD, AL, ALT, AMU, IRK, IVA, KDA, KGD, KHA, KHM, KYA, LEN, LIP, MOS, NGR, NIZ, NVS, PER, PRI, PSK, RYA, SAM, SPE, SVE, TA, TOM, YEV.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Malinovaya zaseka nature park, vicinity of Podgorodniye dachi district, left bank of the Voronka River reservoir, 54.10035° N, 37.54818° E, on rotten wood in broad-leaved forest, 02.08.2021, coll. and det. TS (TUL F 1851, dupl. LE F-350395).

Peniophora junipericola J. Erikss. — new to Murmansk Oblast.

Distribution in Russia: ARK, CHE, DA, KDA, KM, SVE.

Specimens examined: Murmansk Oblast, Kandalakshsky District, shore of Lake Kuolajärvi, 66.89339° N, 29.62747° E, on dry branches of *Juniperus communis* in spruce-birch forest, 30.07.2020, coll. YuKh and Urbanavichus G.P., det. YuKh (INEP 3701, dupl. LE F-348551).

Thelephorales

Hydnellum gracilipes (P. Karst.) P. Karst. (Fig. 2, b) — new to Murmansk Oblast.

Distribution in Russia: ARK, KR, LEN.

Specimens examined: Murmansk Oblast, Polyarnye Zori, Rovostostrov Island, 67.50692° N, 32.32633° E, on soil in pine forest, 20.09.2023, coll. and det. YuKh (INEP 3705, dupl. LE F-348552).

Thelephora humicola Køljalg, I. Saar et Svantesson [= *Tomentella terrestris* (Berk. et Broome) M.J. Larsen] — new to Murmansk Oblast.

Distribution in Russia: AMU, ARK, CHE, DA, KAM, KC, KDA, KIR, KR, LEN, NIZ, NVS, ORE, ORL, PRI, SAK, SPE, SVE, TVE.

Specimens examined: Murmansk Oblast, Kirovsk, Khibiny Mts., the southwest slope of the Poachvumchorr Ridge, 468 m a.s.l., 67.67494° N, 33.62094° E, on fallen trunk of *Betula pubescens* in birch forest, 10.09.2019, coll. Shiryaev A.G., det. YuKh (INEP 3702, dupl. LE F-348553); ibid., 518 m a.s.l., 67.67547° N, 33.62336° E, on fallen trunk of *Betula pubescens* in birch forest, 10.09.2019, coll. and det. YuKh (INEP 3703); Lovozersky District, bank of the Tichka River, 67.97508° N, 37.10847° E, on fallen trunk of *Betula pubescens* in birch forest, 18.07.2023, coll. and det. YuKh (INEP 3704).

Th. palmata (Scop.) Fr. — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: widespread species (48 regions).

Specimens examined: Tula Oblast, Shchekinsky District, Yasnaya Polyana museum-reserve, Arkovsky Verkh forest area, 54.07051° N, 37.50784° E, on soil in broad-leaved forest, 02.08.2021, coll. and det. TS (TUL F 1859, dupl. LE F-350408).

ATRACTIELLOMYCETES

Atractiellales

Phleogena faginea (Fr. et Palmquist) Link — new to Tula Oblast.

Distribution in Russia: AMU, IVA, KHA, KYA, MO, PRI, PSK, SVE.

Specimens examined: Tula Oblast, Leninsky District, Malinovaya zaseka nature park, vicinity of Kosaya Gora township, 54.10315° N, 37.50592° E, on fallen trunk of *Quercus robur* in broad-leaved forest, 12.10.2021, coll. and det. TS (TUL F 1860, dupl. LE F-350411).

TREMELLOMYCETES

Tremellales

Naematelia aurantia (Schwein.) Burt — new to the Kabardino-Balkarian Republic.

Distribution in Russia: ARK, BRY, KC, KM, KR, SE, SPE, SVE.

Specimen examined: Kabardino-Balkarian Republic, Nalchik, slope of Malaya Kizilovka Mountain, 43.46019° N, 43.59769° E, on dead wood of deciduous tree in hornbeam-beech forest, 26.11.2023, coll. EK, det. SV (LE F-348584).

Phaeotremella frondosa (Fr.) Spirin et Malysheva — new to Sevastopol.

Distribution in Russia: KC, KHA, LEN, MOW, PER, PSK, SE, SPE, ZAB.

Specimen examined: Sevastopol, Balaklavsky District, Karansky Nature Landscape Zakaznik, 44.50699° N, 33.56245° E, on stump of *Quercus robur* in oak-hornbeam forest, 03.12.2022, coll. Esionova A.V., det. IS (LE F-348574).

DISCUSSION

A total of 81 fungal species, including ten species from the phylum *Ascomycota* and 71 species from the phylum *Basidiomycota*, have been recorded for the first time from 19 administrative regions of Russia.

Six ascomycete species, *Berkleasium conglobatum*, *Biporispora europaea*, *Heydenia arietina*, *Lopadostoma pouzarii*, *Navicella pileata*, *Trizodia acrobata*, are reported as new species to Russia. *Berkleasium conglobatum* is the fourth species of the genus *Berkleasium* recorded in Russia, besides *B. concinnum* (Berk.) S. Hughes, *B. juglandis* (Melnik) G.Z. Zhao (as *Monodictys juglandis* Melnik) (Melnik, 2000), and *B. dudkae* E.S. Hüseyin et Selçuk described from Ulyanovsk Oblast (Russia) (Hüseyin et al., 2014). *Biporispora europaea* was known so far from several localities in France, and was reported there as common in the Atlantic Pyrenees (Rogers et al., 1999). The discovery of the species in Bryansk Oblast significantly extends its range to the east. *Heydenia arietina* is subalpine to alpine European species with peculiar stalked cleistohymenial ascomata often growing on bare carbonate and silicate rock (Cléménçon, 2013). *Lopadostoma pouzarii* is a rather rare European species confined to the boreonemoral and nemoral forests (Granmo, Petrini, 1996). *Navicella pileata* is a relatively rare European species (Holm, Holm, 1988). *Trizodia acrobata* was recorded so far only in Finland and Canada (Stenroos et al., 2010; Ramirez et al., 2024). According to V.N. Botyakov (pers. comm.) in Yaroslavl Oblast it occurs on sphagnum bogs en masse and is probably common and widespread, but overlooked due to tiny size.

Among basidiomycete species, *Callistosporium pseudofelleum*, *Coltricia confluens*, and *Melanoleuca monticola* are registered in Russia for the first time. *Callistosporium pseudofelleum* is reported for the first time in Russia from Primorsky Krai. The species was described recently from the USA. It develops on rotten wood in broad-leaved and mixed forests, and previously it was known only from North America (Vizzini et al., 2020), thus our finding significantly expands the global distributional range of the species. The identity of collected specimen was confirmed by ITS nrDNA sequences analysis. *Coltricia confluens* is registered for Russia based on collection from anthropogenic habitats presented by greenhouses of botanical garden in Novosibirsk. The species was described from the Netherlands as inhabiting artificial plantations of deciduous trees and shrubs (once in a grassfield) in parks (Keizer, 1997). According to the protologue no microscopical differences between *C. confluens* and *C. perennis* (L.) Murrill have been found, but *C. confluens* grows in artificial parks and plantations as seems to be non-mycorrhizal on fertile soils (humose sand, clay) under *Crataegus*, *Ulmus*, *Acer*, *Quercus*, *Prunus*, etc. and one collection was found in a grassland without neighbouring trees. *Melanoleuca monticola* was described in 2023 as differing species from the closely related *M. brachyspora* Harmaja by the absence of a caulohymenium, a distinctly clavate to bulbous stipe base and DNA sequences (Antonín et al., 2023). It was identified as *M. angelesiana* A.H. Sm. by Vizzini et al. (2011), the latter species representing a North American taxon (Antonín et al., 2021). According to a BLAST search of NCBI's GenBank nucleotide databases the similarity of our sequences with holotype (99.38%) was sufficient to identify the specimens as *M. monticola*.

Several fungal species are noteworthy as they are recorded in Russia for the second time. *Clitopilus geminus*, *Crepidotus stenocystis*, *Flammulina populicola*, *Mycena luteovariegata*, and *Pholiotina longistipitata* are reported as second findings. *Clitopilus geminus* is a new species to European Russia. It was previously noted in Novosibirsk Oblast where the species grew on a pile of last year grass in the Central Siberian Botanical Garden of the Siberian Branch of the Russian Academy of Sciences (Banaev et al., 2014). *Crepidotus stenocystis* is the first finding of the species in the Asian part of Russia. Until now it was known in Russia only from the Udmurt Republic based on the specimen collected from stump of *Pinus sylvestris* in pine plantations in the forest park zone of Izhevsk (Kapitonov, 2013). *Flammulina populicola* can be easily confused with widely distributed *F. velutipes* (Curtis) Singer, and the second report for the whole country after the one in Krasnoyarsk Krai (Krom, Kapitonov, 2019) does not indicate the true rarity of the species but urges mycologists to pay more attention to the collections of *Flammulina* species. *Mycena luteovariegata*, confined to the grassland communities,

was previously known in Russia only from Penza Oblast (Ivanov, 1999). *Pholiotina longistipitata* was described from Krasnoyarsk Krai (Crous et al., 2017) based on specimen collected among mosses in floodplain mixed forest (*Abies sibirica*, *Pinus sibirica*, *Betula pendula*). New cited specimens of the species from Khanty-Mansi Autonomous Okrug are also collected among green moss and leaf litter in mixed and coniferous forests.

Noteworthy are fungal finds which are reported for Russia only for the third time. Four species — *Amanita mairei*, *Cortinarius integerrimus*, *Flammulina elastica*, and *Infundibulicybe gigas* — are listed for Russia as the third occurrences. Among them, *Amanita mairei* was previously recorded in Leningrad (Kovalenko, Morozova, 1999) and Penza oblasts (Ivanov, Ermolaeva, 2021). *Cortinarius integerrimus* was known from Leningrad Oblast and Primorsky Krai (Bulakh et al., 1990). *Flammulina elastica* was recorded in Ivanovo Oblast (Golubeva et al., 2023) and Khanty-Mansi Autonomous Okrug (Filippova, Bulyonkova, 2017). *Infundibulicybe gigas* was registered for Ivanovo Oblast (Golubeva, Sorokin, 2021) and the Republic of Komi (Palamarchuk, 2020).

In addition, new data on distribution of some rare and little-collected fungal species such as *Purpleodiscus subisabellinus* and *Hydnellum gracilipes* is presented. The latter species is included in the IUCN Red List of Threatened Species with the category Vulnerable under criteria A2c+3c+4c (Brandrud, 2015). *Hydnellum gracilipes* is hydroid fungus forming mycorrhiza with *Pinus sylvestris*. It is confined to old-growth, often more or less pristine, sandy pine forests, and it is regarded as an indicator species of old-growth forest conditions. The species is red-listed in Norway, Sweden and Finland. In Russia, *Hydnellum gracilipes* has been revealed in Arkhangelsk Oblast (Svetasheva et al., 2017), Leningrad Oblast (Zmitrovich et al., 2015), and the Republic of Karelia (Predtechenskaya, Ruokolainen, 2024).

Together with traditional microscopic identification, ITS1–5.8S-ITS2 nuclear ribosomal DNA sequences were obtained from the specimens studied and compared with the reference sequences from the GenBank database. New complete sequences of ITS nrDNA have been generated and submitted to the GenBank database for *Atractosporocybe inornata*, *Callistosporium pseudofelleum*, *Coltricia confluens*, *Crepidotus stenocystis*, *Dendrophora versiformis*, *Leucocybe connata*, *Lignomphalia lignicola*, *Melanoleuca monticola*, and *Pholiotina longistipitata*.

Investigations on the regional mycobiotas of Russia will be continued.

The work of S.V. Volobuev, S.Yu. Bolshakov, L.B. Kalinina, E.S. Popov, and I.V. Zmitrovich has been carried out within the framework of the institutional research project of the Komarov Botanical Institute (project

N124020100148-3) using the equipment of the Core Facility Centre “Cell and Molecular Technologies in Plant Science” at the Komarov Botanical Institute, RAS (St. Petersburg, Russia). The work of I.S. Sarkina was carried out within the framework of the institutional research project of the Nikita Botanical Gardens - National Scientific Center of RAS (project FNNS-2022-0009). The work of V.A. Vlasenko and A.V. Vlasenko was carried out within the framework of the State Assignment of the Central Siberian Botanical Garden, SB RAS (N AAAA-A21-121011290024-5) and State Scientific Institution of the Republic of Tyva “Center for Biosphere Research”. The work of V.I. Kapitonov was carried out within the framework of the research project of the Tobolsk Complex Scientific Station of the Ural Branch RAS (project N122011800529-3). The work of Yu.A. Rebriev was carried out within the frame of government assignments for the South Science Center RAS (project 122020100332-8). The work of N.V. Filippova was supported by the grant from the federal budget for the implementation of the state assignment “Molecular-genetic methods in the study and assessment of biodiversity in the Northern regions (FENG-2024-0003)” N1023041300017-6-1.6.4 dated 13.03.2024. The work of Yu.R. Khimich was carried out within the framework of the research project no. FMEZ-2022-0021 of the Institute of North Industrial Ecology Problems of the Kola Scientific Center of RAS. The work of O.N. Ezhov was carried out within the framework of the research project “FUUW-2022-0057: Study of patterns of spatio-temporal changes in forest ecosystems in the subarctic territories of the European North of Russia” (state registration number — 122011400384-2). The authors thank colleagues for their help in collecting some fungal specimens.

REFERENCES

- Antonín V., Ďuriška O., Jančovičová S. et al. Two new European species of *Melanoleuca* (Fungi, Agaricales) with comments on the *M. graminicola* group. Systematics and Biodiversity. 2023. V. 21 (1).
https://doi.org/10.1080/14772000.2023.2218375
- Antonín V., Ševčíková H., Para R. et al. *Melanoleuca galbuserae*, *M. fontenlae* and *M. acystidiata*, three new species in subgen. *Urticocystis*, and comments to *M. castaneofusca* and related species. Journal of Fungi. 2021. V. 7. Art. 191.
https://doi.org/10.3390/jof7030191
- Banaev E.V., Vlasenko A.V., Vlasenko V.A. et al. Plant diversity of Central Siberian Botanical Garden, SB RAS. Eds. I. Yu. Koropachinskiy, E.V. Banaev. Academic Publishing House “Geo”, Novosibirsk, 2014. (In Russ.)
- Bolshakov S.Yu., Volobuev S.V., Ezhov O.N. et al. Aphyllophoroid fungi of the European part of Russia: a checklist / Eds. S.Yu. Bolshakov, S.V. Volobuev. ETU Publishing house, St. Petersburg, 2022. (In Russ.)

- Bolshakov S., Kalinina L., Palomozhnykh E. et al. Agaricoid and boletoid fungi of Russia: the modern country-scale checklist of scientific names based on literature data. *Biological Communications*. 2021. V. 66 (4). P. 316–325. <https://doi.org/10.21638/spbu03.2021.404>
- Bolshakov S.Yu., Kalinina L.B., Volobuev S.V. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 5. Report 2020. *Mikologiya i fitopatologiya*. 2020. V. 54 (6). P. 404–413. <https://doi.org/10.31857/S0026364820060033>
- Bolshakov S.Yu., Potapov K.O., Ezhov O.N. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 1. Report 2016. *Mikologiya i fitopatologiya*. 2016. V. 50 (5). P. 275–286.
- Bolshakov S.Yu., Volobuev S.V., Potapov K.O. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 3. Report 2018. *Mikologiya i fitopatologiya*. 2018. V. 52 (6). P. 386–397. <https://doi.org/10.1134/S0026364818060028>
- Brandrud T.-E. *Hydnellum gracilipes*. The IUCN Red list of threatened Species 2015: e.T76170958A76170972. 2015. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-4.RLTS.T76170958A76170972.en>. Accessed on 12 May 2024.
- Bulakh E.M., Wasser S.P., Nazarova M.M. et al. Lower plants, fungi and mosses of the Soviet Far East. *Fungi*. V. 1. *Basidiomycetes: Russulaceae, Agaricaceae, Cortinariaceae, Paxillaceae, Gomphidiaceae, Strobilomycetaceae*. Nauka, Leningrad, 1990. (In Russ.)
- Cléménçon H. Die Gattung *Heydenia* (Pyronemataceae, Pezizales). *Zeitschrift für Mykologie*. 2013. V. 79 (2). P. 511–545.
- Crous P.W., Wingfield M.J., Burgess T.I. et al. Fungal Planet description sheets: 558–624. *Persoonia*. 2017. V. 38. P. 240–384. <https://doi.org/10.3767/003158517X698941>
- Filippova N.V., Bulyonkova T.M. The diversity of larger fungi in the vicinities of Khanty-Mansiysk (middle taiga of West Siberia). *Environmental Dynamics and Global Climate Change*. 2017. V. 8 (1). P. 13–24. <https://doi.org/10.17816/edgcc8113-24>
- Golubeva M.A., Kapitonov V.I., Dedyukhin A.V. et al. New macro-mycetes species for the Ivanovo region from the territory of the Plyos museum-reservation. *Phytodiversity of Eastern Europe*. 2023. V. 17 (3). P. 15–31. (In Russ.). <https://doi.org/10.24412/2072-8816-2023-17-3-15-31>
- Golubeva M.A., Sorokin A.I. Macromycetes of the natural monument “Territory of the rest home Poroshino” (Privolzhsky District, Ivanovo Region). In: *Malygin A.A.* (ed.). *Research activity in a classical university: traditions and innovations. Materials of the International Scientific and Practical Festival. Ivanovo State University, Ivanovo*, 2021. P. 62–69.
- Granmo A., Petrini L.E. A new species of *Lopadostoma* and the anamorph of *Biscogniauxia cinereolilacina*. *Mycol. Helvetica*. 1996. V. 8. P. 43–50.
- Holm L., Holm K. Studies in the *Lophiostomataceae* with emphasis on the Swedish species. *Symbolae Botanicae Upsalienses*. 1988. V. 28 (2). P. 1–50.
- Hüseyin E., Selçuk F., Churakov B.P. A new species of *Berkleasmium* from Ulyanovsk, Russia. *Mycosphere*. 2014. V. 5 (3). P. 462–466. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/5/3/8>
- ISO 3166–2 Changes in the list of subdivision names and code elements. Newsletter II-2. 2010. http://www.iso.org/iso/iso_3166-2_newsletter_ii-2_2010-06-30.pdf. Accessed 16.05.2024
- Ivanov A.I. Basidial macromycetes of the Volga forest-steppe Reserve. In: *Biodiversity and dynamics of natural processes in the Volga Forest-Steppe Reserve. Proceedings of the state reserve “Volga forest-steppe”. Issue 1. Penza*, 1999. P. 34–37. (In Russ.).
- Ivanov A.I., Ermolaeva A.A. Influence of environmental factors on the spatial distribution of soil *Agaricomycetes* in floodplain habitats. *Mikologiya i fitopatologiya*. 2021. V. 55 (4). P. 239–255. (In Russ.) <https://doi.org/10.31857/S002636482104005X>
- Kapitonov V.I. The finds of new (for Udmurtia) species of macromycetes. *Bulletin of Udmurt University. Series Biology. Earth Sciences*. 2013. N 4. P. 9–24. (In Russ.)
- Keizer P.J. *Coltricia confluens*: a new polypore from the Netherlands. *Persoonia*. 1997. V. 16 (3). P. 389–391.
- Kovalenko A.E., Morozova O.V. Agaricoid and gasteroid macromycetes of Leningrad Oblast. In: *Balashova N.B., Zavarzin A.A.* (eds). *Biodiversity of Leningrad Oblast (Algae. Fungi. Lichens. Mosses. Invertebrate animals. Fish and fish-like organisms)*. Saint Petersburg University Publishing House, Saint Petersburg, 1999. P. 89–140. (In Russ.)
- Krom I. Yu., Kapitonov V.I. Checklist of macromycetes from the natural mikrozakaznik “Zharovsky” (Krasnoyarsk Territory, Russia). *Bulletin of Udmurt University. Series Biology. Earth Sciences*. 2019. N 29 (4). P. 443–462. (In Russ.). <https://doi.org/10.35634/2412-9518-2019-29-4-443-462>
- Melnik V.A. *Definitorium fungorum Rossiae. Classis Hyphomycetes. Fasc. 1. Fam. Dematiaceae*. Nauka, Petropoli, 2000. (In Russ.)
- Palamarchuk M.A. New data on agaricoid basidiomycetes (*Agaricomycetes, Basidiomycota*) of the Komi Republic. *Mikologiya i fitopatologiya*. 2020. V. 54 (2). P. 98–106. (In Russ.) <https://doi.org/10.31857/S0026364820020087>
- Predtechenskaya O.O., Ruokolainen A.V. Mycobiota of the planned protected area Nyuk Lake (Republic of Karelia, Russia). *Mikologiya i fitopatologiya*. 2024. V. 58 (2). P. 122–133. (In Russ.) <https://doi.org/10.31857/S0026364824020043>
- Ramirez J., Watson K., Feder L. et al. The New York Botanical Garden Herbarium (NY). Version 1.73. The New York Botanical Garden. 2024. Occurrence dataset <https://doi.org/10.15468/6e8nje> accessed via GBIF.org on 2024-09-10. <https://www.gbif.org/occurrence/1929066507>
- Rogers J.D., Ju Y.-M., Candoussau F. *Biporispora europaea* gen. et sp. nov., a new pyrenomycete from France. *Nova Hedwigia*. 1999. V. 68. P. 421–424.
- Stenroos S., Laukka T., Huhtinen S. et al. Multiple origins of symbioses between ascomycetes and bryophytes suggested by a five-gene phylogeny. *Cladistics*. 2010. V. 26 (3). P. 281–300. <https://doi.org/10.1111/j.1096-0031.2009.00284.x>

- Svetasheva T.Yu., Arslanov S.N., Bolshakov S.Yu. et al. New species for regional mycobiota of Russia. 2. Report 2017. Mikologiya i fitopatologiya. 2017. V. 51 (6). P. 375–389.
- Vizzini A., Consiglio G., Marchetti M. et al. Insights into the Tricholomatineae (Agaricales, Agaricomycetes): a new arrangement of Biannulariaceae and Callistosporium, Callistosporiaceae fam. nov., Xerophorus stat. nov., and Pleurocollybia incorporated into Callistosporium. Fungal Diversity. 2020. V. 101. P. 211–259. <https://doi.org/10.1007/s13225-020-00441-x>
- Vizzini A., Para R., Fontenla R. et al. A preliminary ITS phylogeny of Melanoleuca (Agaricales) with special reference to European taxa. Mycotaxon. 2011. V. 118. P. 361–381. <https://doi.org/10.5248/118.361>
- Volobuev S.V., Bolshakov S.Yu., Kalinina L.B. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 7. Report 2022. Mikologiya i fitopatologiya. 2022. V. 56 (6). P. 383–392. <https://doi.org/10.31857/S0026364822060101>
- Volobuev S.V., Bolshakov S.Yu., Kalinina L.B. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 8. Report 2023. Mikologiya i fitopatologiya. 2023. V. 57 (5). P. 309–320. <https://doi.org/10.31857/S0026364823050112>
- Volobuev S.V., Bolshakov S.Yu., Khimich Yu.R. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 6. Report 2021. Mikologiya i fitopatologiya. 2021a. V. 55 (6). P. 411–422. <https://doi.org/10.31857/S0026364821060131>
- Volobuev S.V., Bolshakov S.Yu., Shiryayev A.G. et al. New species for regional mycobiotas of Russia. 4. Report 2019. Mikologiya i fitopatologiya. 2019. V. 53 (5). P. 261–271. <https://doi.org/10.1134/S0026364819050076>
- Volobuev S.V., Ivanushenko Yu.Yu., Ismailov A.B. Diversity and ecology of poroid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) of the Gunib Plateau, Dagestan. South of Russia: ecology, development. 2021b. V. 16 (3). P. 68–80. <https://doi.org/10.18470/1992-1098-2021-3-68-80>
- Zmitrovich I.V., Stolyarskaya M.V., Kalinovskaya N.I. et al. Macromycetes of Nizhne-Svirsky Reserve. Svoye Izdatel'stvo, SPb., 2015. (In Russ.)
- Банаев Е.В., Власенко А.В., Власенко В.А. и др. (Banaev et al.) Растительное многообразие Центрального сибирского ботанического сада СО РАН / науч. ред. Коропачинский И.Ю., Банаев Е.В. Новосибирск: Академическое изд-во “Гео”, 2014. 492 с.
- Большаков С.Ю., Волобуев С.В., Ежов О.Н. и др. (Bolshakov et al.) Афиллофороидные грибы европейской части России: аннотированный список видов / отв. ред. С.Ю. Большаков, С.В. Волобуев. СПб.: Изд-во СПбГЭТУ “ЛЭТИ”, 2022. 578 с.
- Булах Е.М., Вассер С.П., Назарова М.М. и др. (Bulakh et al.) Низшие растения, грибы и мохообразные советского Дальнего Востока России. Грибы. Том 1. Базидиомицеты: Сыроежковые, Агариковые, Паутинниковые, Паксилловые, Мокруховые, Шишкогрибовые. Л.: Наука, 1990. 407 с.
- Голубева М.А., Капитонов В.И., Дедюхин А.В. и др. (Golubeva et al.) Новые для Ивановской области виды макромицетов с территории Плесского музея-заповедника // Фиторазнообразие Восточной Европы. 2023. Т. 17 (3). С. 15–31. <https://doi.org/10.24412/2072-8816-2023-17-3-15-31>
- Голубева М.А., Сорокин А.И. (Golubeva, Sorokin) Макромицеты памятника природы “Территория дома отдыха Порошино” (Приволжский район, Ивановская область) // Научно-исследовательская деятельность в классическом университете: традиции и инновации. Материалы Международного научно-практического фестиваля / отв. ред. А.А. Малыгин. Иваново: Ивановский гос. ун-т, 2021. С. 62–69.
- Змитрович И.В., Столярская М.В., Калиновская Н.И. и др. (Zmitrovich et al.) Макромицеты Нижне-Свирского заповедника (аннотированный список видов). СПб.: Свое издательство, 2015. 185 с.
- Иванов А.И. (Ivanov) Базидиальные макромицеты заповедника “Приволжская лесостепь” // Биологическое разнообразие и динамика природных процессов в заповеднике “Приволжская лесостепь”. Труды государственного заповедника “Приволжская лесостепь”. Вып. 1. Пенза, 1999. С. 34–37.
- Иванов А.И., Ермолаева А.А. (Ivanov, Ermolaeva) Влияние экологических факторов на пространственное распределение напочвенных агарикомицетов (Agaricomycetes) в пойменных местообитаниях // Микология и фитопатология. 2021. Т. 55 (4). С. 239–255. <https://doi.org/10.31857/S002636482104005X>
- Капитонов В.И. (Kapitonov) Находки новых для Удмуртии видов макромицетов // Вестник Удмуртского Университета. Серия Биология. Науки о Земле. 2013. № 4. С. 9–24.
- Коваленко А.Е., Морозова О.В. (Kovalenko, Morozova) Агарикоидные и гастероидные макромицеты Ленинградской области // Балашова Н.Б., Заварзин А.А. (отв. ред.) Биоразнообразие Ленинградской области (Водоросли. Грибы. Лишайники. Мохообразные. Беспозвоночные животные. Рыбы и рыбообразные). СПб.: Изд-во С.-Петербург. ун-та, 1999. С. 89–140.
- Кром И.Ю., Капитонов В.И. (Krom, Kapitonov) Первые сведения о видовом составе макромицетов природного микрозаказника “Жаровский” (Красноярский край, Россия) // Вестник Удмуртского университета Сер. Биология. Науки о Земле. 2019. Т. 29. № 4. С. 443–462.
- Мельник В.А. (Melnik) Определитель грибов России. Класс Nymphomycetes. Вып. 1. Сем. Dematiaceae. СПб.: Наука, 2000. 371 с.
- Паламарчук М.А. (Palamarchuk) Новые сведения об агарикоидных базидиомицетах (Agaricomycetes, Basidiomycota) Республики Коми // Микология и фитопатология. 2020. Т. 54 (2). С. 98–106. <https://doi.org/10.31857/S0026364820020087>
- Предтеченская О.О., Руоколайнен А.В. (Predtechenskaya, Ruokolainen) Микобиота планируемой ООПТ “Озеро Нюк” (Республика Карелия, Россия) // Микология и фитопатология. 2024. Т. 58 (2). С. 122–133. <https://doi.org/10.31857/S0026364824020043>

Новые виды для микобиот регионов России.

9. Информационное сообщение — 2024

С. В. Волобуев^{a, #}, Т. Ю. Светашева^{b, ##}, Е. С. Попов^{a, ###}, И. С. Саркина^{c, ####},
Л. Г. Переведенцева^{d, #####}, В. А. Власенко^{e, f, #####}, Л. Б. Калинина^{a, #####},
В. И. Капитонов^{g, #####}, Ю. А. Ребриев^{h, #####}, Е. А. Крапивина^{i, #####},
Н. В. Филиппова^{j, #####}, Ю. Р. Химич^{k, #####}, А. С. Шишигин^{l, #####},
И. В. Змитрович^{a, #####}, В. С. Боталов^{d, #####}, И. В. Енущенко^{m, #####},
О. Н. Ежов^{n, #####}, С. Ю. Большаков^{a, #####}

^a Ботанический институт им. В.Л. Комарова РАН, Санкт-Петербург, Россия

^b Тульский государственный педагогический университет им. Л.Н. Толстого, Тула, Россия

^c Никитский ботанический сад — Национальный научный центр РАН, Ялта, Россия

^d Пермский государственный национальный исследовательский университет, Пермь, Россия

^e Центральный сибирский ботанический сад СО РАН, Новосибирск, Россия

^f Центр биосферных исследований Республики Тыва, Кызыл, Россия

^g Тобольская комплексная научная станция Уральского отделения РАН, Тобольск, Россия

^h Южный научный центр РАН, Ростов-на-Дону, Россия

ⁱ Кабардино-Балкарский государственный университет им. Х.М. Бербекова, Нальчик, Россия

^j Югорский государственный университет, Ханты-Мансийск, Россия

^k Институт проблем промышленной экологии Севера — обособленное подразделение Федерального исследовательского центра

“Кольский научный центр Российской академии наук”, Апатиты, Россия

^l Пермский государственный гуманитарно-педагогический университет, Пермь, Россия

^m Всероссийский центр карантина растений, Иркутск, Россия

ⁿ Федеральный исследовательский центр комплексного изучения Арктики им. академика Н.П. Лаврова УрО РАН,

Архангельск, Россия

[#]e-mail: sergvolobuev@binran.ru

^{##}e-mail: foxtail_sveit@mail.ru

^{###}e-mail: epopov@binran.ru

^{####}e-mail: maslov_ivan@mail.ru

^{#####}e-mail: perevperm@mail.ru

^{#####}e-mail: vlasenkomyces@mail.ru

^{#####}e-mail: lkalina@binran.ru

^{#####}e-mail: kvi@udsu.ru

^{#####}e-mail: rebriev@yandex.ru

^{#####}e-mail: e.a.krapivina@mail.ru

^{#####}e-mail: filippova.courlee.nina@gmail.com

^{#####}e-mail: ukhim@inbox.ru

^{#####}e-mail: shishigin1992@mail.ru

^{#####}e-mail: iv_zmitrovich@mail.ru

^{#####}e-mail: vitalywc@yandex.ru

^{#####}e-mail: deschampsia@yandex.ru

^{#####}e-mail: olegezhik@gmail.com

^{#####}e-mail: anastasiamix81@mail.ru

^{#####}e-mail: sbolshakov@binran.ru

Представлены данные о находках 81 вида грибов, включая десять видов сумчатых и 71 вид базидиальных грибов, выявленных впервые для Кабардино-Балкарской Республики (6), Республики Крым (6), Республики Тыва (2), Пермского края (8), Приморского края (2), Архангельской (2), Брянской (1), Иркутской (3), Мурманской (6), Новосибирской (1), Орловской (1), Псковской (2), Тульской (27), Тюменской (5), Ульяновской (1), Ярославской (1) областей, Санкт-Петербурга (1), Севастополя (3), Ханты-Мансийского автономного округа (4). Аннотированный список включает данные о местонахождении, местообитаниях, субстратах и датах сбора привозимых находок, с указанием коллекционных номеров микологических гербариев. Первые для России приводятся *Berkleasium conglobatum*, *Biporisporea europaea*, *Heydenia arietina*, *Lopadostoma pouzarii*, *Navicella pileata*, *Trizodia acrobata* (Ascomycota), а также *Callistosporium pseudofelleum*, *Coltricia confluens*, *Melanoleuca monticola* (Basidiomycota). Виды

Clitopilus geminus, *Crepidotus stenocystis*, *Flammulina populicola*, *Mycena luteovariegata* и *Pholiotina longistipitata* указываются для России во второй раз. Среди них *Clitopilus geminus* является новым видом для европейской части России, а *Crepidotus stenocystis* – новый вид для Азиатской России. Виды *Amanita mairei*, *Cortinarius integerrimus*, *Flammulina elastica* и *Infundibulicybe gigas* отмечены третьими находками. Представлены новые данные о редких и малоизвестных видах грибов *Purpureodiscus subisabellinus* и *Hydnellum gracilipes*. Получены и депонированы в международную базу данных Генбанк полные нуклеотидные последовательности ITS1–5.8S–ITS2 области ядерной рибосомальной ДНК для девяти изученных видов.

Ключевые слова: аскомицеты, базидиомицеты, биогеография грибов, биоразнообразие, ДНК-штрихкоды, новые находки

THE MICROFUNGAL COMMUNITIES IN DEEP-SEA SEDIMENTS FROM THE EQUATORIAL ATLANTIC

© 2024. N. I. Kopytina^{1,*}, S. B. Krasheninnikova^{2,**}, S. V. Kapranov^{2,***}, E. A. Bocharova^{2,****}, and N. Yu. Rodionova^{2,*****}

¹ Papanin Institute for Biology of Inland Waters of the Russian Academy of Sciences, 152742 Borok, Russia

² A. O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas of the Russian Academy of Sciences, 299011 Sevastopol, Russia

*e-mail: kopytina_n@mail.ru

**e-mail: svetlanabk@mail.ru

***e-mail: sergey.v.kapranov@yandex.ru

****e-mail: eabocharova.inbum@gmail.com

*****e-mail: rodionova153@rambler.ru

Received 14 March, 2024; revised 22 August, 2024; accepted 28 August, 2024

Microfungi of deep-sea sediments, and especially those several meters below the water–sediment interface, are poorly studied. In this work, for the first time, microfungal communities isolated by cultivation from deep-sea sediments of the eastern part of the Equatorial Atlantic (the Romanche and Chain Fracture Zones) were investigated. Fungi were isolated from sediments sampled at each of 12 stations from horizons 1.0–4.7 m below the sediment–water interface. To study microscopic fungi, one sediment horizon was isolated from each core. The fungal abundances were within the range of 0.0–3300.0 CFU g⁻¹ sediment dry weight. A total of 19 fungal taxa from the phyla *Ascomycota* (18) and *Basidiomycota* (1) were identified, and *Mycelia sterilia* 1 strain was also isolated. Seven fungal species were encountered only once. In this case, the maximum similarity of species composition, in terms of the Bray – Curtis coefficient, was 57.14% (horizons 1.0 and 3.6 m, four common species). A comparison of the taxonomic structures of fungal communities from the study area was made with those from sediments of the Indian and Pacific Oceans and other areas of the Atlantic. The fungal communities from sediments in the study area were compared with those from the Indian and Pacific Oceans and other areas of the Atlantic. From the literature data and present study results, a list of fungal species with 180 names was compiled. The fungi belonged to 97 genera, 57 families, 32 orders and 13 classes of the phyla *Ascomycota*, *Basidiomycota*, and *Mucoromycota*. The diversity of fungal communities was assessed using indicators of taxonomic richness (number of taxa from different ranks), proportions (genera/families, species/families, species/genera), Average Taxonomic Distinctness index (AvTD, Δ^+) and Variation in Taxonomic Distinctness index (VarTD, Λ^+). Four and twelve fungal classes were identified in sediments in the Eastern Equatorial Atlantic and the Indian Ocean, respectively. The species/genera proportions in the communities varied from 1.33 (Indian Ocean) to 3.8 (other areas of the Atlantic Ocean). For the fungal communities of the Eastern Equatorial Atlantic, the AvTD index value was minimal ($\Delta^+ = 50.19$), the VarTD index was maximal ($\Lambda^+ = 945.38$), and they were beyond the 95% confidence interval. This was due to the small number of the fungal classes and vertical and horizontal unevenness of species distribution along taxonomic branches, which was manifested in the dominance of species of the family *Aspergillaceae* (78.9% of the species in the class *Saccharomycetes* and *Eurotiomycetes*), only two species belonging to the classes *Sordariomycetes* and one species belonging to the class *Microbotryomycetes* (phylum *Basidiomycota*). Consequently, statistically significant differences were found between the taxonomic structures of the fungal communities of the Eastern Equatorial Atlantic and the other regions of the World Ocean, which are due to the insufficient amount of data obtained on the species composition of fungi in the sediments of this area. The study did not reveal any pattern in the change in the number of fungal species and their abundance in relation to the water characteristics (temperature, pH, and salinity), horizon depth in the sediment core, sediment type, or sampling station location in the Romanche and Chain Fracture Zones.

Keywords: abiotic factors, *Aspergillaceae*, Average Taxonomic Distinctness index, Distinctness index, subsurface sediment horizons, marine fungi

DOI: 10.31857/S0026364824060062, **EDN:** unehfy

INTRODUCTION

The largest ecosystem on Earth is the deep waters of the World Ocean and its floor, but these biotopes have not been sufficiently studied in terms of organic matter content, chemical composition, and biotic components. Living or viable-in-culture microorganisms (bacteria, archaea and fungi) have been detected in ocean sediment layers that lie several hundred meters below the water–sediment interface. However, there is very little information about the general diversity and growth of microorganisms in this biotope (Rédou et al., 2015; Rojas-Jimenez et al., 2020; Florio Furno et al., 2022). The results of studying sediments to a depth of 1922 m using molecular and cultural methods simulating *in situ* conditions made it possible to revise the previously established maximum depths from 159 to 1740 m for the habitat of eukaryotic microorganisms and from 518 to 1922 m for that of prokaryotes (Ciobanu et al., 2014).

Cultivation allows isolating only a small number of species; however, the merit of the method is the possibility of further dealing with pure cultures of microorganisms to estimate their physiological effects and to extract and study biologically active compounds from them. Bacteria and fungi isolated from deep-sea sediments are known to produce extracellular hydrolases and antibacterial metabolites that are active against human clinical pathogens (Padmanaban et al., 2019; Zhou et al., 2021). Such species as: *Acremonium fusidioides* (Nicot) W. Gams, *Penicillium allii-sativi* Frisvad, Houbraken et Samson, *P. chrysogenum* Thom, *P. palitans* Westling, *P. solitum* Westling, and *Pseudogymnoascus verrucosus* A.V. Rice et Currah, were isolated from sediments in the Antarctic region. Some isolates of these species exhibited antifungal, trypanocidal, leishmanicidal, antimalarial, nematocidal or herbicidal activities (Ogaki et al., 2020).

In deep-sea ecosystems, fungi are involved in biogeochemical cycles and food chains and enter into diverse interactions (biotrophy, parasitism or symbiotrophy) with other organisms (Marchese et al., 2021). It is known that endolithic fungi (i.e. those living inside rocks) destroy the calcareous structures of hydrobiots: mollusk shells, barnacles, foraminifera, corals, and the burrow linings of marine wood borers (Kopytina, Bocharova, 2022).

Studies have been carried out on marine fungi from deep-sea sediments of the Mariana (Nagano et al., 2010) and Atacama Trenches (Edgcomb et al., 2011; Wang et al., 2019), Mid-Indian Basin (Singh et al., 2012), South China Sea (Zhang et al., 2013), Tropical Eastern Pacific (Rojas-Jimenez et al., 2020), Atlantic Ocean (Marchese et al., 2021; Zhou et al., 2021), and Black Sea (Zaitsev, Polikarpov, 2008; Sergeeva, Kopytina, 2014). Mainly

cosmopolitan fungi have been identified at different horizons in sediments. This raises the question on the origin of the fungi and their ability to adapt to the deep-sea conditions (Damare et al., 2006; Rédou et al., 2015; Wang et al., 2019, Zvereva, Borzykh, 2022). Molecular studies discover operational taxonomic units (OTU) of uncultivated fungi for which there are no data in the GenBank database (Xu et al., 2014; Marchese et al., 2021).

Studies on the fungal species diversity in the deep pelagic and benthic zones of the World Ocean are important for understanding the number of fungal species on the planet and their ecophysiological role in extreme environmental conditions (Marchese et al., 2021).

The purposes of the present study are: 1) to assess the taxonomic diversity of fungi and the structural features of their communities in sediments up to the horizons 4.7 m below the water-sediment interface in the Eastern Equatorial Atlantic; and 2) to assess the influence of abiotic factors – characteristics of water above the sediments (temperature, salinity, and pH), horizon level in the sediment core, and sediment type – on the structure of fungal communities.

MATERIALS AND METHODS

Sediments and water sampling. RV “Akademik Ioffe” cruise 63 (Shirshov Institute of Oceanology of the Russian Academy of Sciences, RAS) took place from 29.09.2022 to 08.12.2022 in the eastern part of the Equatorial Atlantic in the area of the Romanche and Chain Fracture Zones (Fig. 1). Teams of geologists and lithologists from the Shirshov Institute of Oceanology of RAS collected sediment cores at 12 stations using a marine

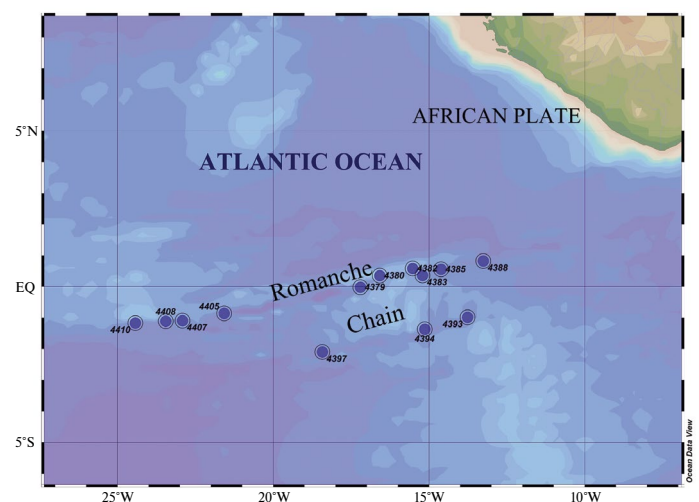


Fig. 1. Map of stations at which sediment cores were sampled with water characteristics in the 63th cruise RV “Akademik Ioffe”.

geological coring tube with a diameter of 110 mm. To study microscopic fungi, one sediment horizon was isolated from each core.

Water temperature, salinity and pH in the near-sediment layer (at a distance of about 7 m from the ocean floor) were measured using a CTD-probe *Sea-Bird 19plus* and a pH-meter *HANNA instruments HI98128 PHep5* with a precision of 0.01°C and 0.01 PSU for the thermohaline characteristics and 0.01 for pH values.

Fungal isolation. Fungi were isolated on Czapek medium (LLC Research and Development Center “Biokompas-S”, Uglich, Russia) and Sabouraud agar (Obolensk, Serpukhov, Moscow Region, Russia). 1 mL of sediment suspension (dilution 1 : 10) was added into a sterile Petri dish and the dish was filled with molten medium cooled to approximately 45°C. Three replicates were prepared for each medium (72 dishes in total). A 3% chloramphenicol (antibiotic) solution in ethanol was added to the media in a proportion of 1 mL per 1 L of media to suppress bacterial growth. The media were prepared using sterile artificial seawater, which was obtained by dissolving 34 g of sea salt (“Marbelle”, Taganrog, Russia) in 1 liter of distilled water. The Petri dishes with the material were incubated in a thermostat at 18°C for one month.

Two sediment samples of equal weights were taken. One of them was used to prepare a suspension, and the other one was dried in an oven to constant weight at a temperature of 105°C. The number N of colony-forming units (CFU) of micromycetes was calculated per 1 g of dry sediment using the formula: $N = a \cdot b \cdot m \cdot g^{-1}$, [1], where a is the average number of colonies in Petri dishes, b is the sediment dilution factor, m is the wet sediment weight, and g is the dry sediment weight (Bilay, 1982).

To examine fungal communities, we used an ADF U300 light microscope equipped with a camera ADF Pro 08 (China). Microfungi were identified by morphological and cultural characteristics using the works (Bilay, Koval, 1988; De Hoog et al., 2000; Klich, 2002; Refai et al., 2014; Visagie et al., 2014) and others. Valid names and taxonomic affiliation of fungi were taken from the international electronic database Index Fungorum (2024).

Permanent preparations of isolated fungi are in the personal collection of N.I. Kopytina at the Papanin Institute of Biology of Inland Waters of RAS.

Data processing. Data processing was carried out using MS Excel and the statistical software package PRIMER® 5.2.8. The input of the PRIMER® software is a sample $\times$ taxon matrix supplemented with the corresponding grouping factors. The similarity of the structure of fungal communities across stations/horizons were assessed using the Bray – Curtis similarity coefficient (the Similarity analysis) in two variations: species composition similarity was assessed by the presence/absence of species, and similarity

of the quantitative structure of communities was evaluated from the number and abundance of species.

The systematic features of a fungal community are described using two taxonomic indices: Average Taxonomic Distinctness index (AvTD, Δ^+) and Variation in Taxonomic Distinctness index (VarTD, Λ^+). These indices are calculated based on the presence/absence of species. To calculate index values, two matrices are used: Sample data (main matrix) and Aggregation data with the systematic position of each species according to the hierarchy of C. Linnaeus (species, genus, family, etc.). The TAXDTEST function plots index graphs and the arrangement of symbols demonstrates the proximity of the taxonomic structure of the complexes under consideration.

Average Taxonomic Distinctness index (Δ^+) shows the vertical breadth of the distribution of taxa at the previous and next levels of the taxonomic tree. The Δ^+ index is the mean length of links between species in the taxonomic tree. When two species belong to the same genus, one link leads to the common node representing the genus. If species belong to different genera of the same family, two different link levels are involved (species – genus and genus – family), and the index is calculated using the formula: $\Delta^+ = [\sum_{i < j} \omega_{ij}] / [S(S-1)/2]$ [2], where S is the number of species in the sample and ω_{ij} is a measure of taxonomic difference given by the length of the path that connects species i and j in the hierarchical classification.

Variation in Taxonomic Distinctness index (VarTD, Λ^+) shows the degree of horizontal evenness in the distribution of the number of lower taxa in the branches of high levels. It is calculated using the formula: $\Lambda^+ = [\sum_{i < j} (\omega_{ij} - \Delta^+)^2] / [S(S-1)/2]$ [3], with the same notations as in Eq. [2]. The more representatives from polyspecific branches in the community, the lower the indicators of hierarchical evenness of the taxonomic structure and the lower the values of the indices Δ^+ and Λ^+ (Clarke et al., 2014).

Systematic features of the fungal communities of the Eastern Equatorial Atlantic are considered in comparison with similar communities from other areas of the World Ocean. A list of fungal species in sediments of the Indian Ocean (cores at 0.3, 0.4 and 4.7 m) (Raghukumar, Raghukumar, 1998; Raghukumar et al., 2010; Damare et al., 2006; Zhang et al., 2014; Xu et al., 2018), the Pacific (0.0–3.58, 4, 12, 21, 25, 34, 37, 137, 403, 765, 1478 and 1884 m) (Xu et al., 2014; Rédou et al., 2015; Keeler et al., 2021), and the Atlantic (surficial horizons in the areas of Porcupine Bank, the Whittard Canyon, and the South Atlantic Ocean) (Marchese et al., 2021; Zhou et al., 2021) is compiled. This list includes fungal species that were isolated by culture or identified by genetic analysis with an accuracy of at least 98%. If only the fungal genus was reported, then the genus name is supplemented with the designations: sp. 1, sp. 2. The list consists of 180 fungal names and includes also the

Table 1. Characteristics of sampling stations, sediment samples and water above sediments

Station N	Coordinates	Ocean depth, m	T, °C	S, PSU	pH	Sediment horizon, m	Sediment type
4379	00°01.218' S; 17°11.983' W	5493	1.96	34.86	7.00	3.00	sandy clay
4380	00°21.151' N; 16°34.747' W	5602	1.91	34.85	7.02	1.00	sandy silt
4382	00°34.846' N; 15°31.27' W	4814	2.20	34.84	6.94	3.60	silty sand
4383	00°21.293' N; 15°12.424' W	4165	1.19	34.77	6.89	2.68	clayey sand
4385	00°33.135' N; 14°36.729' W	4838	1.35	34.79	6.83	4.50	clayey sand
4393	00°59.275' S; 13°45.671' W	4688	1.28	34.78	6.78	2.95	clayey sand
4394	01°22.236' S; 15°08' W	5535	1.23	34.76	6.78	2.60	sandy silt
4397	02°05.9' S; 18°25.4' W	5189	0.82	34.72	6.69	3.75	clay
4405	00°51.47' S; 21°34.5' W	5964	1.16	34.77	7.02	3.00	clayey sand
4407	01°05.66' S; 22°54.587' W	4824	1.28	34.76	6.31	3.10	sandy silt
4408	01°06.794' S; 23°26.982' W	4860	1.24	34.76	6.82	2.19	sandy silt
4410	01°10.356' S; 24°25.5' W	5415	1.13	34.76	6.74	4.70	silty sand

taxa found in this study. Using the list of species, the taxonomic richness (number of taxa of different ranks) and proportions (genera/families, species/families, species/genera) in the communities of the compared areas are determined and the graphs of the Δ^+ and Λ^+ indices are plotted. This analysis is shown in Discussion.

The outcome of the BIOENV analysis (Biota and/or Environment matching) is the highest possible values of Spearman's rank correlation coefficients ($\rho_{\max}$). The values of the coefficients show the combination of environmental parameters that most closely match variations in the distribution of numbers and species composition of organisms by comparing biotic (i.e. related to number of species and number of organisms) and abiotic (i.e. related to physicochemical parameters of the environment) similarity matrices. The software uses Z-standardization of environmental parameters with different measurement units. The Shannon diversity index H' used in the study indicates the complexity of the fungal community structure and is calculated based on the abundance (or biomass) and number of species as follows: $H' = \sum_{i=1}^R p_i \log_e p_i$, [4], where p_i is the proportion of the i -th species in the total count (or total biomass) and R is the number of species. In this study, the Shannon index based on abundance was calculated using the function DIVERSE (Clarke et al., 2014).

The similarity in the quantitative structure of the fungal communities was analyzed using MDS ordination (ordination of samples by Multi-Dimensional Scaling), whose outcome representation contains the intervals among stations in multidimensional space and is projected to 3D plots (MDS function).

Ecological analysis of fungal community includes: species composition, number of species, number of colony-forming units (CFU g⁻¹ dry sediment), and frequency of

species occurrence. The frequency of occurrence was calculated using the number of stations (12) taken as 100%.

RESULTS

Characteristics of sediment samples and water

Station coordinates and characteristics of the sediment samples and water layer above sediments are presented in Table 1. The sampled sediments were sandy, clayey or silty odorless sediments, light gray or dark gray in color at natural moisture content. The physicochemical characteristics of water at the sampling stations were close.

Fungal communities

In the deep-sea sediments from the Romanche and Chain Fracture Zones, 2543 colonies of fungi belonging to 18 species of the phylum *Ascomycota* and one species of the phylum *Basidiomycota* were identified, and one unidentified taxon *Mycelia sterilia* 1 was detected. The species composition of the fungal complexes was dominated by representatives of the class *Eurotiomycetes*, family *Aspergillaceae*: six species from the genus *Aspergillus*, seven ones from the genus *Penicillium*, one species from the genus *Emericella*, and one from the genus *Talaromyces* (Fig. 2, Table 2). The maximum frequency of occurrence (50%) among stations was noted for the yeast *Metschnikowia* sp. 1.

Representatives of obligate marine fungi were not found in the sediments, and all species belonged to terrigenous cosmopolitan fungi. Low abundance (in CFU g⁻¹) was noted in all samples, and growth of micromycetes was recorded in 33 Petri dishes (45.8%). From the sediments sampled at Station N 4393 (sampling horizon 2.95 m), no fungi were isolated.

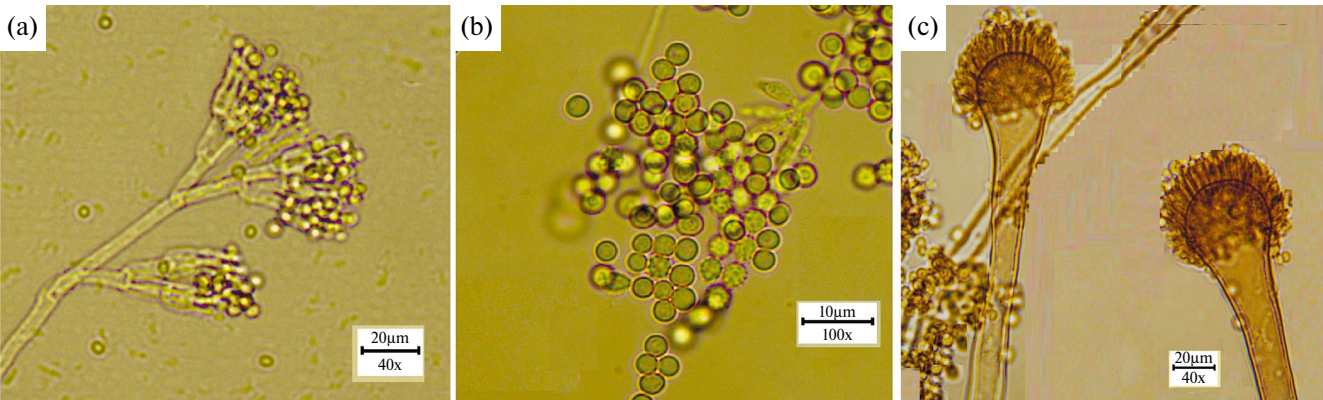


Fig. 2. Main fungal species isolated: (a) *Penicillium citrinum*; (b) *Microascus brevicaulis*; (c) *Aspergillus fumigatus*.

Table 2. Taxonomic composition, abundance (CFU g⁻¹ dry sediment) and at different horizons (stations) in deep-sea sediments from the eastern part of the Equatorial Atlantic

Sediment horizon, m	3.0	1.0	3.6	2.68	4.5	2.6	3.75	3.0	3.1	2.19	4.7
Station #	4379	4380	4382	4383	4385	4394	4397	4405	4407	4408	4410
CFU g ⁻¹ dry sediment											
Ascomycota											
Eurotiomycetes											
* <i>Aspergillus aculeatus</i> Iizuka	0	0	0	0	0	60	0	0	0	0	0
* <i>A. carneus</i> Blochwitz	0	0	0	70	0	0	0	0	0	0	0
<i>A. conicus</i> Blochwitz	0	200	0	0	0	0	0	0	0	0	0
* <i>A. fumigatus</i> Fresen.	0	100	0	70	0	60	30	0	0	0	0
* <i>A. terreus</i> Thom	0	0	0	0	0	0	30	0	0	50	0
* <i>Emericella usta</i> (Bainier) Pitt et A.D. Hocking	0	0	0	0	0	60	0	0	0	0	0
* <i>A. sydowii</i> (Bainier et Sartory) Thom & Church	0	0	0	0	100	0	0	0	0	50	0
<i>Penicillium aurantiogriseum</i> Dierckx	0	0	0	150	0	0	0	0	1600	0	40
* <i>P. brevicompactum</i> Dierckx	0	0	0	70	0	0	0	0	30	0	0
* <i>P. chrysogenum</i> Thom	100	100	150	0	100	0	0	0	0	0	500
* <i>P. citrinum</i> Thom	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>P. expansum</i> Link	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
<i>P. paradoxum</i> (Fennell et Raper) Samson, Houbraken, Visagie et Frisvad	0	100	0	0	0	0	40	0	0	50	0
<i>P. purpurogenum</i> Stoll	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	500
<i>Talaromyces rugulosus</i> (Thom) Samson, N. Yilmaz, Frisvad et Seifert	0	0	30	70	150	0	0	0	0	0	0
Sordariomycetes											
<i>Sarocladium kiliense</i> (Grütz) Summerb.	0	0	30	0	0	0	0	90	70	0	0
* <i>Microascus brevicaulis</i> S.P. Abbott	0	100	30	150	0	0	0	0	0	50	0
Saccharomycetes											
<i>Metschnikowia</i> sp. 1	635	200	185	0	1300	0	0	0	1600	504	0
Basidiomycota											
Microbotryomycetes											
<i>Rhodotorula</i> sp. 1	0	500	300	0	0	0	0	0	0	0	0

End of Table 2

Sediment horizon, m	3.0	1.0	3.6	2.68	4.5	2.6	3.75	3.0	3.1	2.19	4.7
Station #	4379	4380	4382	4383	4385	4394	4397	4405	4407	4408	4410
Unidentified taxon											
Mycelia sterilia 1	220	0	30	0	0	0	0	30	0	0	40
Total abundance and indicators of fungal species diversity											
Total abundance, CFU g ⁻¹ dry sediment	1055	1300	755	580	1750	180	100	120	3300	704	1080
Number of taxa	4	7	7	6	5	3	3	2	4	5	4
Shannon Index, $H'(\log_e)$	1.079	1.733	1.545	1.720	0.922	1.099	1.089	0.562	0.826	0.991	0.957

Note. *Terrestrial fungal species with proven ability to live in the marine environment, according to molecular data (Jones et al., 2015).

Table 3. The highest values of Spearman's rank correlation coefficients ($\rho_{\max}$) for combinations of different numbers of variables influencing the structure of the fungal communities

Max. Spearman's coefficient ($\rho_{\max}$)	Combination of factors (water characteristics)
0.103	Temperature, salinity
0.090	Temperature
0.090	Temperature, salinity, pH
0.088	Ocean depth, temperature, salinity
0.082	Ocean depth, temperature
0.081	pH
0.079	Temperature, pH
0.077	Ocean depth, temperature, pH
0.074	Salinity
0.063	Ocean depth, temperature, salinity, pH

Seven fungal species were encountered only once. In this case, the maximum similarity of species composition, in terms of the Bray-Curtis coefficient, was 57.14% (Stations NN 4380 and 4382, horizons 1.0 and 3.6 m, four common

species), and the maximum similarity of the quantitative structure was 59.59% at these stations (with the abundances of 1300 and 755 CFU g⁻¹ dry sediment). The biodiversity across horizons (stations) was also very low as seen in the Shannon Index values.

As a result of comparing matrices of the biotic and abiotic factors (ocean depth, sediment horizon, water temperature, pH and salinity) using BIOENV analysis, maximum Spearman correlation coefficients were obtained, which ranged from 0.063 to 0.103. The values of the coefficients were not statistically significant; therefore, the environmental parameters under consideration did not significantly affect the structure of the fungal communities (Table 3). We did not reveal any pattern of changes in the number of species or fungal abundance with the sediment horizon (at the ocean depth differences up to 1799 m and at the sediment horizon differences up to 3.7 m).

No differences were detected among fungal communities from sediments of different types and from the Romanche and Chain Fracture Zones, as shown in the graphs of ordination of samples by Multi-Dimensional Scaling [MDS (3D)] (Fig. 3).

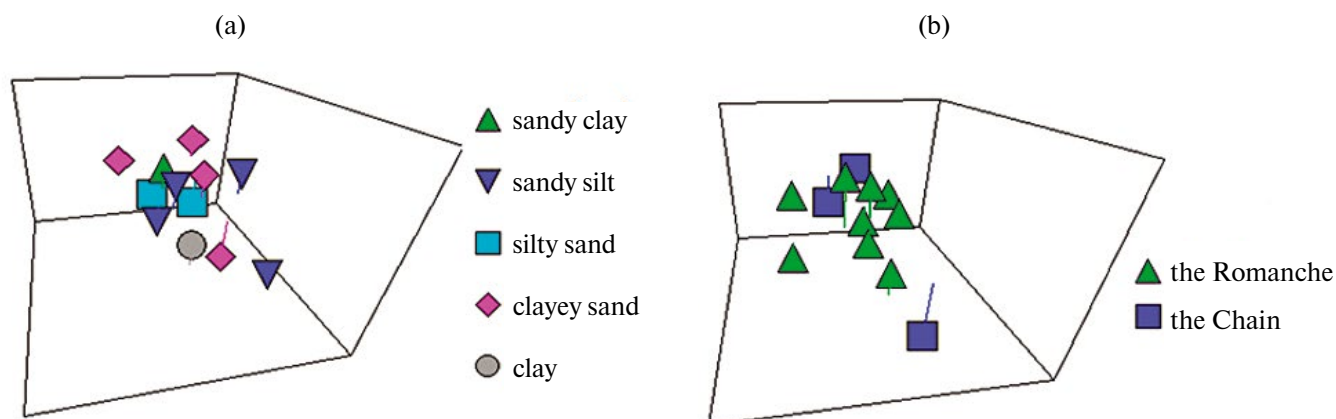


Fig. 3. MDS (3D) similarity of fungal communities: a – in sediments of different types; b – in sediments of the Romanche and Chain Fracture Zones (according to the Bray-Curtis similarity coefficient).

DISCUSSION

Molecular and cultural mycological studies of sub-surface horizons in deep-sea sediments of the World Ocean show that species of the phylum *Ascomycota* represent 43.0–80.0%, *Basidiomycota* 3–20%, *Mucoromycota* 0.55–1.5%, *Chytridiomycota* 0.8%, and those with unidentified sequences account for 2.4–64.0% of the species composition (Xu et al., 2018; Rojas-Jimenez et al., 2020; Florio Furno et al., 2022).

Species of the phylum *Ascomycota* dominated the sediments in the Indian, Pacific, and Atlantic Oceans, representing from 76.4% (Indian Ocean) to 89.5% (Atlantic Ocean) of the species composition. In the present study, fungal taxa from the phylum *Ascomycota* accounted for 92.5% of the species composition and abundance. Using the species lists, indicators of taxonomic richness and diversity of fungal communities were calculated, and graphs of the taxonomic indices Delta⁺ and Lambda⁺ were plotted for each region in question (Table 4, Fig. 3, a, b).

The highest similarity of species composition was in the fungal communities of PO and IO, 20.6 (the common species were: *Acremonium obclavatum* W. Gams, *Aspergillus terreus*, *Aureobasidium pullulans* (de Bary et Löwenthal) G. Arnaud, *Candida parapsilosis* (Ashford)

Langeron et Talice, *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Cutaneotrichosporon curvatum* (Diddens et Lodder) Yurkov, Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. et Boekhout, *C. mucoides* (E. Guého et M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. et Boekhout, *Emericella sydowii*, *Fusarium oxysporum* Schltdl., *F. solani* (Mart.) Sacc., *Meyerozyma guilliermondii* (Wick.) Kurtzman et M. Suzuki, *Penicillium chrysogenum*, *Rhodotorula mucilaginosa* (A. Jörg.) F.C. Harrison, *Sarocladium kiliense*, and *Starmerella etchellsii* (Lodder et Kreger-van Rij) C.A. Rosa et Lachance, and the common genus was *Exophiala*). The similarity of the fungal communities in the EEA sediments was 10.5 with those in sediments of the other AO areas (*Aspergillus conicus*, *Penicillium brevicompactum*, *P. chrysogenum*); 11.4 with those in the IO sediments (*Aspergillus terreus*, *Emericella sydowii*, *E. usta*, *Penicillium chrysogenum*, *Sarocladium kiliense*); and 16.3 with those in the PO sediments (*Aspergillus fumigatus*, *A. terreus*, *Emericella sydowii*, *Penicillium brevicompactum*, *P. chrysogenum*, *Sarocladium kiliense*, yeasts of the genera *Metschnikowia* and *Rhodotorula*). In the EEA sediments, nine fungal species are noted that were encountered in other regions. Common to the compared communities were *Penicillium chrysogenum* and yeasts of the genus *Rhodotorula*.

Table 4. Indicators of taxonomic richness and diversity of fungal communities in deep-sea sediments of the Eastern Equatorial Atlantic, other Atlantic areas, Indian and Pacific oceans

Ocean	Number of taxa					Proportions		
	species	genera	families	orders	classes	G/F	S/F	S/G
<i>Ascomycota</i>								
Eastern Equatorial Atlantic (EEA)	18	6	4	4	3	1.50	4.50	3.00
Atlantic (AO)	34	15	12	11	5	1.25	2.83	2.27
Indian (IO)	68	37	23	12	6	1.61	2.96	1.84
Pacific (PO)	63	39	24	15	6	1.63	2.63	1.62
<i>Basidiomycota</i>								
Eastern Equatorial Atlantic (EEA)	1	1	1	1	1	1.00	1.00	1.00
Atlantic (AO)	4	4	3	3	3	1.33	1.33	1.00
Indian (IO)	18	15	10	8	6	1.50	1.80	1.20
Pacific (PO)	16	12	7	7	3	1.71	2.29	1.33
<i>Mucoromycota</i>								
Eastern Equatorial Atlantic (EEA)	0	0	0	0	0	0	0	0
Atlantic (AO)	0	0	0	0	0	0	0	0
Indian (IO)	0	0	0	0	0	0	0	0
Pacific (PO)	1	1	1	1	1	1.00	1.00	1.00

Note. G/F – genera/families; S/F – species/families; S/G – species/genera.

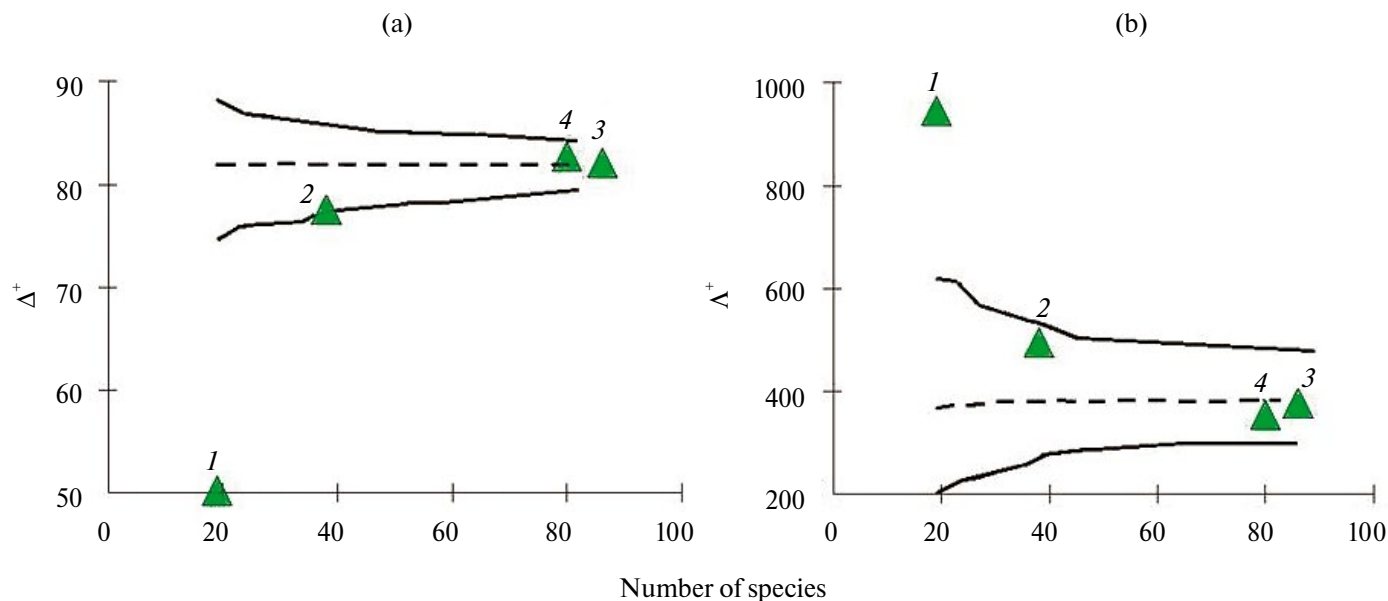


Fig. 4. Average Taxonomic Distinctness index (Δ^+) (a) and Variation in Taxonomic Distinctness index (Λ^+) (b) based on a list of fungal species in subsurface horizons of deep-sea sediments: 1 – Eastern equatorial Atlantic; 2 – Atlantic Ocean, other areas; 3 – Indian Ocean; 4 – Pacific Ocean. Solid lines demarcate the 95% probability funnels. The dotted line runs through the center of the 95% probability funnel – average calculated index value.

The smallest value of the Average Taxonomic Distinctness index $\Delta^+ = 50.19$ was recorded for the EEA communities. It was beyond the confidence interval (≈ 73 – 88), and its symbol on the chart (Fig. 4, a) is below the probability funnel. This indicates the uneven distribution of the species across higher taxonomic ranks and statistically significant difference from the taxonomic structure of the other fungal communities under consideration. The species in this area belong to four classes (out of 13). The class *Eurotiomycetes* is dominated by representatives of the family *Aspergillaceae*, 78.9% of the species composition; this proportion is 18.6% in the Indian Ocean, 20.3% in the Pacific, and 23.7% in the other areas of the Atlantic. The symbol of the communities from the other areas of AO (eight classes) is on the lower border of the confidence funnel ($\Delta^+ = 77.55$). The indices of the communities from the Indian and Pacific Oceans (10–12 classes) are the closest to the calculated mean value ($\Delta^+ = 83.22$ – 82.66). Representatives of the classes *Dothideomycetes*, *Eurotiomycetes*, *Sordariomycetes*, *Agaricomycetes*, *Leotiomycetes*, *Saccharomycetes*, *Microbotryomycetes* were noted in sediments of AO, IO and PO. In the eastern equatorial Atlantic, fungi from the classes *Dothideomycetes*, *Eurotiomycetes*, *Sordariomycetes*, and *Microbotryomycetes* were recorded.

The highest value of in the index $\Lambda^+ = 945.38$ is found for the communities from the EEA sediment samples, and it is also beyond the confidence interval (≈ 220 – 670). Its symbol is above the confidence funnel on the graph (Fig. 4, b), confirming a high degree of horizontal unevenness in the species distribution along

taxonomic branches and a small number of higher taxonomic ranks. Species of the family *Aspergillaceae* were dominant, and there were one-two species from the classes *Sordariomycetes* and *Saccharomycetes* and one species from the phylum *Basidiomycota* (class *Microbotryomycetes*). The index values for the other regions ($\Lambda^+ = 364.18$ – 495.22) are within the confidence funnel.

The taxonomic richness and diversity of fungal communities in the oceans (Table 4) and the values of the genera/families, species/families and species/genera proportions reflect the average distribution of genera at two relatively low taxonomic levels, but do not reveal the distribution of species in them and, even more so, in the higher taxonomic ranks in specific regions. At the same time, the kingdom Fungi includes a great number of classes and, accordingly, taxa of lower levels. The graphs of the Δ^+ and Λ^+ indices clearly show the similarities/differences in the structure of the communities under consideration, with the distribution of species in the high ranks taken into account. Thus, these graphs are useful when analyzing large numbers of species and regions, and data on taxonomic richness and diversity are helpful in justifying the values of the indices.

In the EEA sediments, fungi of the classes *Eurotiomycetes*, *Sordariomycetes*, *Saccharomycetes*, and *Microbotryomycetes* were detected, which fact is consistent with results obtained for the other regions of the World Ocean (Raghukumar, Raghukumar, 1998; Raghukumar et al., 2010; Damare et al., 2006; Zhang et al., 2014; Xu et al., 2014, 2018; Rédou

et al., 2015; Wang et al., 2019; Rojas-Jimenez et al., 2020; Keeler et al., 2021). In our study, common fungal species of the genera *Alternaria*, *Cladosporium*, *Phoma* and *Fusarium* were not found, which make up from 11.4% (Pacific Ocean) to 31.6% (other areas of the Atlantic) of the species composition. Apparently, this is due to the small amount of data and insufficient research on fungi in sediments of the Eastern Equatorial Atlantic.

It is known that the structure of fungal communities in sediments is not dependent on such factors as hydrostatic pressure, water salinity, presence of oxygen, and geographical location of site (Rojas-Jimenez et al., 2020; Marchese et al., 2021). This is confirmed also by the results of the present research. Further studies on fungi in sediment layers are needed to make more comprehensive and substantiated conclusions about the influence of environmental conditions on these organisms.

CONCLUSION

For the first time, fungal communities from sediment samples collected in the Eastern Equatorial Atlantic from ocean depths of 4165–5964 m at horizons 1.0–4.7 m below the water–sediment interface have been characterized. In similar studies, names of fungal taxa no lower than at the genus level are typically indicated, and frequently, they are for higher taxonomic ranks up to phyla. Therefore, it is difficult to compare the obtained results with the literature data. Based on the literature data, a list of species in sediments from the Indian, Pacific and Atlantic oceans, including the Equatorial Atlantic, has been compiled. This has allowed us to identify common features of the structure of the fungal communities: 1) species from the phylum *Ascomycota* account for 92.5% of the species composition and abundance; 2) there is a high incidence of yeasts (50.0% for *Saccharomycetes*); 3) a yeast of the genus *Rhodotorula* (*Basidiomycota*) has been isolated. The features of the fungal communities from the Eastern Equatorial Atlantic are: 1) identified species are predominantly from the family *Aspergillaceae* (78.9%); 2) small number of fungal classes (four only) have been identified; 3) the widespread genera *Alternaria*, *Cladosporium*, *Phoma*, and *Fusarium* are lacking. The values for the Average Taxonomic Distinctness index (Delta+) and Variation in Taxonomic Distinctness index (Lambda+) calculated for the fungal communities from EEA samples were beyond the 95% confidence interval. Consequently, the taxonomic structure of these communities is significantly different from those of the other areas of the World Ocean in question, which is clearly displayed in the index graphs and is confirmed by the data on taxonomic richness and diversity. It has been found in the present study that the structure of the fungal communities from the Eastern Equatorial Atlantic was not influenced by the ocean depth at the sampling stations or physicochemical characteristics

(temperature, salinity and pH) of water above the sediments. Also, no differences in the fungal communities from different types of sediments and between the Romanche and Chain Fracture Zones have been detected.

The authors thank the Head of the expedition E.V. Ivanova (Shirshov Institute of Oceanology of RAS), the Deputy Head of the expedition D.G. Borisov (Shirshov Institute of Oceanology of RAS), the Head of the Hydrophysics Unit A.N. Demidov (Lomonosov Moscow State University), the Head of the Lithology Unit N.A. Shulga (Shirshov Institute of Oceanology of RAS), and all scientific and ship personnel involved in obtaining measurement data in the 63th cruise of RV “Akademik Ioffe”. We also express our gratitude to Captain A.B. Zybin and crew of RV “Akademik Ioffe” for ensuring safety and creating comfortable conditions in the cruise. We are grateful to V.V. Zakonnov (Papanin Institute for Biology of Inland Waters of RAS) for the identification of sediment types. We are also grateful to the anonymous reviewer for the valuable suggestions and comments. This work was supported by the Ministry of Science and Higher Education of the Russian Federation within the following governmental research assignments N 124030100137-6, N 124022400152-1 in the A.O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas of RAS, N 124032500012-6 in the Papanin Institute of Biology of Inland Waters of RAS. The analysis of temperature and salinity distribution was supported within the Russian Science Foundation grant (N 23-17-00032).

REFERENCES

- Bilay V.I. (ed.). Methods of experimental mycology. Naukova Dumka, Kiev, 1982. (In Russ.).
- Bilay V.I., Koval E.Z. *Aspergilli*. Naukova Dumka, Kiev, 1988. (In Russ.).
- Ciobanu M.C., Burgaud G., Dufresne A. Microorganisms persist at record depths in the seafloor of the Canterbury Basin. *ISME J.* 2014. V. 8. P. 1370–1380. <https://doi.org/10.1038/ismej.2013.250>
- Clarke K.R., Gorley R.N., Somerfield P.J. et al. Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation, 3rd ed. Primer-E Ltd, Plymouth, 2014.
- Damare S., Raghukumar C., Raghukumar S. et al. Fungi in deep-sea sediments of the Central Indian Basin. *Deep Sea Res Part I.* 2006. V. 53. P. 14–27. <https://doi.org/10.1016/j.dsr.2005.09.005>
- De Hoog G.S., Guarro J., Gene J. et al. Atlas of clinical fungi. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, 2000.
- Edgcomb V.P., Beaudoin D., Gast R. Marine subsurface eukaryotes: the fungal majority. *Environ Microbiol.* 2011. V. 13. P. 172–183. <https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2010.02318.x>

- Florio Furno M., Poli A., Ferrero D. et al. The culturable mycobiota of sediments and associated microplastics: From a harbor to a marine protected area, a comparative study. *J. Fungi*. 2022. V. 8. Art. 927. <https://doi.org/10.3390/jof8090927>
- Index Fungorum. CABI Bioscience, 2024. <https://www.indexfungorum.org/>. Accessed 01.03.2024.
- Jones E.B.G., Suetrong S., Sakayaroj J. et al. Classification of marine *Ascomycota*, *Basidiomycota*, *Blastocladiomycota* and *Chytridiomycota*. *Fungal Diversity*. 2015. V. 73. P. 1–72. <https://doi.org/10.1007/s13225-015-0339-4>
- Keeler E., Burgaud G.E., Teske A. et al. Deep-sea hydrothermal vent sediments reveal diverse fungi with antibacterial activities. *FEMS Microbiology Ecology*. 2021. V. 97. Art. fiab103 <https://doi.org/10.1093/femsec/fiab103>
- Klich M.A. Identification of common *Aspergillus* species. Centraalbureau voor Schimmcultures, Utrecht, 2002.
- Kopytina N.I., Bocharova E.A. Fouling communities of microscopic fungi on various substrates of the Black Sea. *Bio-syst. Diversity*. 2021. V. 29. P. 345–353. <https://doi.org/10.15421/012144>
- Marchese P., Garzoli L., Young R. et al. Fungi populate deep-sea coral gardens as well as marine sediments in the Irish Atlantic Ocean. *Environ. Microbiol.* 2021. V. 23. P. 4168–4184. <https://doi.org/10.1111/1462-2920.15560>
- Nagano Y., Nagahama T., Hatada Y. Fungal diversity in deep-sea sediments – the presence of novel fungal groups. *Fungal. Ecol.* 2010. V. 3. P. 316–325. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2010.01.002>
- Ogaki M.B., Coelho L.C., Vieira R. et al. Cultivable fungi present in deep-sea sediments of Antarctica: Taxonomy, diversity, and bioprospecting of bioactive compounds. *Extremophiles*. 2020. V. 24. P. 227–238. <https://doi.org/10.1007/s00792-019-01148-x>
- Padmanaban V.P., Verma P., Gopal D. et al. Phylogenetic identification and metabolic potential of bacteria isolated from deep sea sediments of Bay of Bengal and Andaman Sea. *Indian J. Exp. Biol.* 2019. V. 57. P. 561–572.
- Raghukumar C., Damare S., Singh P. A review on deep-sea fungi: occurrence, diversity and adaptations. *Bot. Mar.* 2010. V. 53. P. 479–492. <https://doi.org/10.1515/bot.2010.076>
- Raghukumar C., Raghukumar S. Barotolerance of fungi isolated from deep-sea sediments of the Indian Ocean. *Aquat. Microb. Ecol.* 1998. V. 15. P. 153–163. <https://doi.org/10.3354/ame015153>
- Rédou V., Navarri M., Meslet-Cladière L. et al. Species richness and adaptation of marine fungi from deep-subseafloor sediments. *Appl. Environ. Microbiol.* 2015. V. 81. P. 3571–3583. <https://doi.org/10.1128/AEM.04064-14>
- Refai M., El-Yazid H.A., Hassan A. et al. Monograph on *Aspergillus* and aspergillosis in man, animals and birds. 2014.
- Rojas-Jimenez K., Grossart H.P., Cordes E. et al. Fungal communities in sediments along a depth gradient in the Eastern Tropical Pacific. *Front Microbiol.* 2020. V. 11. P. 575207. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.575207>
- Sergeeva N., Kopytina N. The first marine filamentous fungi discovered in the bottom sediments of the oxic/anoxic interface and in the bathyal zone of the Black Sea. *Turk J. Fish Aquat. Sci.* 2014. V. 14. P. 497–505. https://doi.org/10.4194/1303-2712-v14_2_21
- Singh P., Raghukumar C., Meena R. et al. Fungal diversity in deep-sea sediments revealed by culture-dependent and culture-independent approaches. *Fungal Ecol.* 2012. V. 5. P. 543–553. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2012.01.001>
- Visagie C.M., Houbraken J., Frisvad J.C. et al. Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*. *Stud. Mycol.* 2014. V. 78. P. 343–371. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.09.001>
- Wang Z.P., Liu Z.Z., Wang Y.L. et al. Fungal community analysis in seawater of the Mariana Trench as estimated by Illumina HiSeq. *RSC Adv.* 2019. V. 9. P. 6956–6964. <https://doi.org/10.1039/c8ra10142f>
- Xu W., Pang K.L., Luo Z.H. High fungal diversity and abundance recovered in the deep-sea sediments of the Pacific Ocean. *Microb. Ecol.* 2014. V. 68. P. 688–698. <https://doi.org/10.1007/s00248-014-0448-8>
- Xu W., Gong L., Pang K.L. et al. Fungal diversity in deep-sea sediments of a hydrothermal vent system in the Southwest Indian Ridge. *Deep-Sea Research Part I*. 2018. V. 131. P. 16–26. <https://doi.org/10.1016/j.dsr.2017.11.001>
- Zaitsev Y.P., Polikarpov G.G. Recently discovered new biospheric pelocontour function in the Black Sea reductive bathyal zone. *J. Black Sea/Mediterr. Environ.* 2008. V. 14. P. 151–165.
- Zhang X.Y., Tang G.L., Xu X.Y. et al. Insights into deep-sea sediment fungal communities from the East Indian Ocean using targeted environmental sequencing combined with traditional cultivation. *PLOS One*. 2014. V. 9. P. 109118. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0109118>
- Zhang X.Y., Zhang Y., Xu X.Y. et al. Diverse deep-sea fungi from the South China Sea and their antimicrobial activity. *Curr. Microbiol.* 2013. V. 67. P. 525–530. <https://doi.org/10.1007/s00284-013-0394-6>
- Zhou Y., Gao X., Shi C. et al. Diversity and antiflatoxigenic activities of culturable filamentous fungi from deep-sea sediments of the South Atlantic Ocean. *Mycobiol.* 2021. V. 49. P. 151–160. <https://doi.org/10.1080/12298093.2020.1871175>
- Zvereva L.V., Borzykh O.G. Fungi in deep-sea ecosystems of the World Ocean: a review. *Russian Journal of Marine Biology*. 2022. V. 48 (3). P. 139–148. <https://doi.org/10.1134/S1063074022030105>
- Билай В.И. (ред.) (Bilay) Методы экспериментальной микологии. Киев: Наукова думка, 1982. 550 с.
- Билай В.И., Коваль Е.З. (Bilay, Koval) Аспергиллы. Киев: Наукова думка, 1988. 204 с.

Сообщества микроскопических грибов в глубоководных осадках экваториальной Атлантики

Н. И. Копытина^{a, #}, С. Б. Крашенинникова^{b, ##}, С. В. Капранов^{b, ###},
Е. А. Бочарова^{b, ####}, Н. Ю. Родионова^{b, #####}

^a Институт биологии внутренних вод им. И.Д. Папанина РАН, Борок, Россия

^b Институт биологии южных морей им. А.О. Ковалевского РАН, Севастополь, Россия

[#]e-mail: kopytina_n@mail.ru

^{##}e-mail: svetlanabk@mail.ru

^{###}e-mail: sergey.v.kapranov@yandex.ru

^{####}e-mail: eabocharova.inbum@gmail.com

^{#####}e-mail: rodionova153@rambler.ru

Микобиота глубоководных отложений, особенно тех, которые находятся на глубине нескольких метров ниже границы раздела “вода — осадок”, изучена слабо. В этой работе впервые были исследованы комплексы микроскопических грибов, выделенных методом культивирования из глубоководных отложений восточной части экваториальной Атлантики (зоны разломов Романш и Чейн). Грибы выделены из осадков, отобранных на каждой из 12 станций с горизонтов на глубине 1.0–4.7 м ниже границы раздела донные “отложения — вода”. Для изучения микроскопических грибов из каждого керна был выделен один горизонт донных отложений. Численность грибов изменялась в пределах 0.0–3300.0 КОЕ на 1 г сухого веса осадка. В общей сложности было идентифицировано 19 таксонов грибов из отделов *Ascomycota* (18) и *Basidiomycota* (1) и выделен неопознанный вид *Mycelia sterilia* 1. Семь видов грибов были обнаружены по одному разу. Максимальное сходство видового состава по коэффициенту Брэя — Кертиса составило 57.14% (горизонты 1.0 и 3.6 м, четыре общих вида). Было проведено сравнение таксономических структур комплексов грибов из района исследования с комплексами из осадков Индийского и Тихого океанов и других районов Атлантики. На основе литературных данных и результатов настоящего исследования был составлен список видов грибов из 180 наименований. Грибы принадлежали к 97 родам, 57 семействам, 32 отрядам и 13 классам отделов *Ascomycota*, *Basidiomycota* и *Mucoromycota*. Разнообразие грибных сообществ оценивалось с использованием показателей таксономического богатства (количество таксонов разных рангов), пропорций (род/семейство, вид/семейство, вид/род), среднего индекса таксономической отличительности ($AvTD$, Δ^+) и вариации индекса таксономической отличительности ($VarTD$, Λ^+). В донных отложениях восточной части экваториальной Атлантики и Индийского океана были обнаружены четыре и двенадцать классов грибов соответственно. Соотношение видов и родов в сообществах варьировало от 1.33 (Индийский океан) до 3.8 (другие районы Атлантического океана). Для комплексов грибов восточной экваториальной Атлантики значение индекса $AvTD$ было минимальным ($\Delta^+ = 50.19$), индекса $VarTD$ — максимальным ($\Lambda^+ = 945.38$), и они находились за пределами 95% доверительного интервала. Это связано с малочисленностью классов грибов, а также с вертикальной и горизонтальной неравномерностью распределения видов по таксономическим ветвям, что проявлялось в доминировании видов семейства *Aspergillaceae* (78.9% видов, класс *Eurotiomycetes*), 2 вида, принадлежали к классу *Sordariomycetes*, и по одному виду к классам *Saccharomycetes* и *Microbotryomycetes* из отдела *Basidiomycota*. Следовательно, были обнаружены статистически значимые различия между таксономическими структурами комплексов грибов восточной экваториальной Атлантики и других регионов Мирового океана, которые обусловлены недостаточным количеством полученных данных о видовом составе грибов в донных отложениях этого р-на. Исследование не выявило какой-либо закономерности в изменении количества видов грибов и их обилия в зависимости от параметров воды (температура, pH, соленость), глубины горизонта в керне отложений, типа отложений или расположения станции отбора проб в зонах разломов Романш и Чейн.

Ключевые слова: абиотические факторы, индекс таксономической отличительности, индекс вариативности таксономической отличительности, морские грибы, подстилающие горизонты осадка, *Aspergillaceae*

ADDITIONS TO THE SPECIES LIST OF APHYLLOPHOROID FUNGI IN TAYMYRSKY DOLGANO-NENETSKY DISTRICT (ARCTIC SIBERIA, KRASNOYARSK KRAI, RUSSIA)

© 2024. A. G. Shiryayev^{1,*}

¹ Institute of Plant and Animal Ecology, Ural Branch of the Russian Academy of Sciences, Ekaterinburg

*e-mail: anton.g.shiryayev@gmail.com

Received 27 July, 2024; revised 20 August, 2024; accepted 28 August, 2024

A total of 49 species of aphyllorphoroid fungi (*Agaricomycetes*) were recorded for the first time in Taymyrsky Dolgano-Nenetsky District. The ranges expansion of phytopathogenic fungi associated with alien and native woody plants to the north, as well as the increase in the number of the wooden infrastructure destroyers, are discussed.

Keywords: *Agaricomycetes*, Arctic greening, global warming, plant pathogens, permafrost, tundra, urban mycobiota

DOI: 10.31857/S0026364824060073, **EDN:** umzsch

INTRODUCTION

The Arctic mycobiota is poorly studied compared to other regions of the planet (Dahlberg, Bültmann, 2013). At the same time, a number of regions are the least studied, located in Asia, including Taymyrsky Dolgano-Nenetsky District (TDND), on the territory of which are the Taimyr Peninsula, the Putorana Plateau and the Anabar Plateau, as well as vast flat territories (Mukhin, 2010).

The region is home to unique, northernmost forest areas on the planet – Lukunskaya (72° 34' N) and Ary-Mas (72° 28' N), which is formed by *Larix gmelinii* (Rupr.) Kuzen. (Kryuchkov, 1972; Ary-Mas, 1978). The northernmost continental part of Eurasia – Cape Chelyuskin – is located here. Arctic deserts, arctic and subarctic tundra, forest-tundra and northern taiga are widespread in the region, and mountain landscapes are vast, which is why the mycobiota of the region can be rich (Shiryayev et al., 2018; Red data book, 2022).

However, the increasing intensity of anthropogenic pressure on fragile Arctic ecosystems is especially evident within the boundaries of the Norilsk industrial region, where thousands of hectares are covered with destroyed trees and pronounced soil erosion, which is widely known as the “Norilsk dead forest” (Kirdyanov et al., 2020).

In Norilsk City, the average annual air temperature has increased by 2.6°C over 60 years (Report., 2023), which has made it possible for boreal plants to be introduced into populated areas (Druckenmiller et al., 2024). This may lead to the dispersal of alien fungal species to the northern

regions, as it observed in Yamal-Nenets Autonomous District and Murmansk Region (Khimich et al., 2020; Shiryayev et al., 2020). The import of alien building materials for economic purposes is another important factor that can affect the formation of local mycobiota. It is worth noting that the trends of decreasing fungal biodiversity due to economic activity on the one hand, and the emergence of new species due to global warming and plant introduction on the other, have not yet been studied in the region.

For TDND, information has been published on the occurrence of 133 species of aphyllorphoroid fungi (Karatygin et al., 1999; Mukhin, Kotiranta, 2001; Shiryayev, 2011, 2017, 2018), which were collected in natural and man-made habitats. However, this list is poor compared to neighboring Arctic regions (Kotiranta, Mukhin, 2000; Khimich et al., 2020; Shiryayev et al., 2020; Shiryayev, Mikhalyova, 2013).

The purpose of this study is to identify species of aphyllorphoroid fungi previously unknown in TDND.

MATERIALS AND METHODS

TDND is located entirely north of the Arctic Circle. TDND area is 879.9 thousand km². The north of the region has an arctic climate, while the south has a subarctic (continental) climate. The capital of TDND is Dudinka town (69°24' N, 86°10' E).

The largest city of TDND, Norilsk City (69°21' N, 88°11' E), has a population of 235.000. It is the second most populous city in Krasnoyarsk Krai. The average annual air temperature in Norilsk is –9.6°C, with the average

temperature of the coldest month (January) is -26.7°C , and the warmest month (July) is 7.9°C . On average, 341 mm annual precipitation.

The material was collected by the author in September 2004 in natural forest-tundra plain areas located to the east of the Yenisei River, where the forest stand is formed by low-growing *Larix gmelinii*, *Betula tortuosa* Kedeb. and *Alnus fruticosa* Rupr. [= *Alnus alnobetula* subsp. *fruticosa* Raus], as well as in the western and southern parts of the Putorana Plateau, where northern boreal forests grow with *Larix gmelinii*, *Picea obovata* Ledeb., *Betula tortuosa*, *Alnus fruticosa* and *Juniperus sibirica* Burgsd. The material was also collected in anthropogenic habitats of Norilsk City (including the Kayerkan, Valek, Oganer, Talnakh, Snezhnogorsk districts) and Dudinka town on alien trees, e.g. *Pinus sylvestris* L., *P. sibirica* Du Tour and *Populus tremula* L., and in the floodplains of the Yenisei and Pyasina rivers. Some samples from anthropogenic habitats were collected by colleagues in 2006–2020.

The names of plant species are given according to the Plants of the world online database (www.powo.science.kew.org). Fungal names are given according to the Index Fungorum (2024) online database (www.indexfungorum.org). The materials are deposited in the Biological Museum of the Institute of Plant and Animal Ecology of the Ural Branch of the Russian Academy of Sciences, Ekaterinburg (SVER).

The following abbreviations used in the species list: Dudinka – DUD, Norilsk (center) – NOR, Kayerkan – KAY, Oganer – OGA, Snezhnogorsk – SNE, Talnakh – TAL, Valek – VAL; *Larix gmelinii* – Lg, *Picea obovata* – Po, *Alnus fruticosa* – Af, *Betula tortuosa* – Bt, *Pinus sylvestris* – Ps, *Pinus sibirica* – Psib, *Populus tremula* – Pt, *Salix* spp. – Sa.

RESULTS

Species list of aphyllophoroid fungi, collected for the first time in TDND

Amylocorticium cebennense (Bourdot) Pouzar – SNE, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 20.08.2004 SVER(F)86510.

A. subincarnatum (Peck) Pouzar – TAL, Po, larch-spruce-birch mixed forest, 19.08.2004 SVER(F)86527.

Amylostereum chailletii (Pers.) Boidin – TAL, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86540.

Antrodia sinuosa (Fr.) P. Karst. – NOR, Ps, sawdust warehouse, 05.09.2013 SVER(F)86526.

Athelia bombacina (Pers.) Jülich – SNE, Po, edge of mixed forest, 23.08.2004 SVER(F)86511.

Baltazaria galactina (Fr.) Leal-Dutra, Dentinger et G.W. Griff. – VAL, Bt, birch-alder bushes, 21.08.2004 SVER(F)86548.

Botryobasidium candicans J. Erikss. – TAL, Po, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86541.

B. obtusisporum J. Erikss. – VAL, Lg, larch-spruce-birch forest, 18.08.2004 SVER(F)86500.

B. pruinaum (Bres.) J. Erikss. – DUD, Bt, Af and Bt bushes, 25.08.2004 SVER(F)86509.

Cerioporus scutellatus (Schwein.) Zmitr. – SNE, Af, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 04.09.2011 SVER(F)86539.

Coniophora puteana (Schumach.) P. Karst. – NOR, Psib, logs at the base of a building on the territory of the Norilsk state farm, 12.06.2012 SVER(F)86528.

Crustoderma longicystidium (Litsch.) Nakasone – DUD, Larix sp., trunk in the port, 25.09.2012 SVER(F)86525.

Cyanosporus caesius (Schröd.) McGinty – TAL, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86517.

C. simulans (P. Karst.) B.K. Cui et Shun Liu – VAL, Po, mixed forest with Lg, Po, Bt, Af, 21.08.2004 SVER(F)86505.

Cyrtidiella albida (H. Post) C.C. Chen et Sheng H. Wu [= *Phlebia albida* H. Post] – DUD, Bt, slope to the Yenisei River, 25.08.2004 SVER(F)86543.

Daedaleopsis confragosa (Bolton) J. Schröt. – TAL, alive Sa, river bank, 19.08.2004 SVER(F)86512.

Dacryobolus sudans (Alb. et Schwein.) Fr. – VAL, Lg, mixed forest Lg, Po, Bt, Af 22.08.2004 SVER(F)86508.

Dendrocorticium polygonioides (P. Karst.) M.J. Larsen et Gilb. – OGA, Bt, mixed forest, 23.08.2004 SVER(F)86524.

Hydnomerulius pinastris (Fr.) Jarosch et Besl – KAY, Psib, burnt wooden rafters at the entrance to the Cuprum-mine, 06.03.2016 SVER(F)86501.

Hyphoderma occidentale (D.P. Rogers) Boidin et Gilles – TAL, Sal, mixed forest, 19.08.2004 SVER(F)86513.

H. setigerum (Fr.) Donk – OGA, Bt, birch-alder bushes intermixed with dead larch trees, 22.08.2004 SVER(F)86529.

H. sibiricum (Parmasto) J. Erikss. et Å. Strid – SNE, Lg, larch-spruce forest intermixed with alder, 01.09.2013 SVER(F)86507.

Hyphodontia spathulata (Schröd.) Parmasto – SNE, Af, mixed forest with larch, spruce, alder, birch, 21.08.2009 SVER(F)86542.

Hypochnicium lundellii (Bourdot) J. Erikss. – TAL, Lg, larch-dominated forest, 19.08.2004 SVER(F)86547.

Jaapia argillacea Bres. – OGA, Lg, fallen trunk at the hospital territory, 23.08.2004 SVER(F)86537.

Leptoporus mollis (Pers.) Quél. – SNE, Po, mixed forest, 26.08.2016 SVER(F)86549.

Leptosporomyces galzinii (Bourdot) Jülich – VAL, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 22.08.2004 SVER(F)86514.

L. fusoides (Jülich) Krieglst. – SNE, Lg, mixed forest with Lg, Af, Bt, 04.09.2011 SVER(F)86502.

Megalocystidium leucoanthum (Bres.) Jülich s.l. – SNE, Af, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 23.08.2004 SVER(F)86530.

Mutatoderma mutatum (Peck) C.E. Gómez – OGA, Bt, hospital park, 23.08.2004 SVER(F)86536.

Mycoacia livida (Pers.) Zmitr. – TAL, Po, river shore, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86506.

Peniophora erikssonii Boidin – SNE, Af, inside Af and Bt bushes, 23.08.2004 SVER(F)86515.

P. pithya (Pers.) J. Erikss. – NOR, Lg, Norilsk state farm, 05.09.2013 SVER(F)86522.

Penttilamyces romellii (Ginns) Zmitr., Kalinovskaya et Myasnikov – SNE, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 11.09.2016 SVER(F)86523.

Ph. tremula (Bondartsev) Bondartsev et P.N. Borisov – SNE, alive Pt, house yard, 14.06.2020 SVER(F)86535.

Ph. lilascens (Bourdot) J. Erikss. et Hjortstam – TAL, Po, larch-spruce forest, 19.08.2004 SVER(F)86503.

Porodaedalea abietis (P. Karst.) Bernicchia et Gorjón [= *Phellinus abietis* (P. Karst.) H. Jahn] — SNE, Po, larch-spruce forest, 04.09.2011 SVER(F)86531.

Rhodofomes cajanderi (P. Karst.) B.K. Cui, M.L. Han et Y.C. Dai [= *Fomitopsis cajanderi* (P. Karst.) Kotl. et Pouzar] — DUD, driftwood Larix, rivershore, 04.09.2011 SVER(F)86538.

Repetobasidium erikssonii Oberw. — DUD, Larix sp., fire wood in the yard, 25.08.2004 SVER(F)86544.

Sistotrema diademiferum (Bourdot et Galzin) Donk — DUD, Sa, slope to the Yenisei River, 25.08.2004 SVER(F)86532.

Sistotremella perpusilla Hjortstam — TAL, Po, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86534.

Spongiporus perdelicatus (Murrill) Zmitr. — SNE, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 28.08.2020 SVER(F)86521.

Steccherinum tenuispinum Spirin, Zmitr. et Malysheva — VAL, Af, bushes of Af and Bt, 21.08.2004 SVER(F)86545.

Trametes hirsuta (Wulfen) Pilát — TAL, Bt, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86518.

Trichaptum bifforme (Fr.) Ryvarden — SNE, Bt, lake shore, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 06.09.2020 SVER(F)86520.

Tubulicrinis borealis J. Erikss. — NOR, Larix sp., fire wood in the yard, 22.08.2020 SVER(F)86504.

Tulasnella thelephorea (Juel) Juel — TAL, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86546.

Typhula ishikariensis S. Imai — DUD, on cereals, slope to the Yenisei River and town loans, 28.06.2020 SVER(F)86533.

Vararia investiens (Schwein.) P. Karst. — TAL, Lg, mixed forest with Lg, Po, Af, Bt, 19.08.2004 SVER(F)86519.

DISCUSSION

Forty-nine species of aphylloroid fungi have been identified for the first time in TDND. In total, taking into account previously published data (Karatygin et al., 1999; Mukhin, Kotiranta, 2001; Shiryaev, 2011, 2017, 2018), the list of aphylloroid fungi in the region is 182 species. However, this number is lower than the lists known for neighboring high-latitude regions. Thus, 326 species were identified in the Yamal-Nenets Autonomous District (Shiryaev et al., 2020) and 223 species in the arctic part of Yakutia (Kotiranta, Mukhin, 2000; Shiryaev, 2012, 2017, 2018; Shiryaev, Mikhalyova, 2013). In the richest Russian Arctic territory, Murmansk Region, 473 species of aphylloroid fungi are known (Khimich et al., 2020), although the area of the region is smaller compared to the above-mentioned Asian territories.

It is expected that the species list of aphylloroid fungi in TDND will increase thanks to research in the foothill and mountainous regions of the Putorana Plateau, where highly productive, for Arctic latitudes, old-growth northern boreal forests are locally distributed (Grigoriev et al., 2019).

Due to the ongoing warming of the Arctic climate, the species of fungi that have appeared in the region recently can be divided into three groups:

1. Due to the increase in above-ground phytomass, and, consequently, mortmass of woody plants such as

Larix gmelinii, *Picea obovata* as well as *Alnus fruticosa*, *Betula tortuosa*, it became possible to expand the ranges of some fungal species (*Baltazaria galactina*, *Botryobasidium candicans*, *B. pruinaum*, *Cyanosporus simulans*, *Daedaleopsis confragosa*, *Dacryobolus sudans*, *Dendrocorticium polygonioides*, *Hyphoderma occidentale*, *H. sibiricum*, *Leptoporus mollis*, *Leptosporomyces fusoides*, *Mycoacia livida*, *Peniophora erikssonii*, *Spongiporus perdelicatus*, *Steccherinum tenuispinum*) to the north with a maximum of finds in the boreal regions of Central Siberia (Kotiranta, Shiryaev, 2015). However, it is worth noting that the soil-inhabiting species of aphylloroid fungi are still rare in TDND, and widespread species from the genera *Thelephora*, *Clavaria*, and *Clavulina* are encountered only occasionally. Probably, permafrost restrains the northward advance of the “southern” species of humus saprobes and mycorrhiza-forming fungi.

2. In natural and anthropogenic habitats, the number of pathogenic fungi species on woody and herbaceous plants increases. In nature, *Daedaleopsis confragosa* have been collected on living willow branches, and *Porodaedalea abietis* has been found on living spruce trees. *Typhula ishikariensis*, which causes snow mold disease, develops on cereals in the Yenisei River floodplain and on nearby lawns in Dudinka town. This fungus has not yet been collected in the region’s upland habitats. In urban parks, *Phellinus tremula* has been collected on alien aspen, and *Trametes hirsuta* has been found on a frost crack in a living birch.

3. In anthropogenic habitats, saprobic fungi appear, associated with the destruction of wooden residential and commercial infrastructure. Thus, in 2009, basidiomata of *Coniophora puteana* were collected on the logs of *Pinus sibirica* (alien for the natural flora of the region) located at the base of a building on the territory of the Norilsk state farm. In 2016, *Hydnomerulius pinastri* was collected in Kayerkan on burnt wooden (siberian pine, probably) rafters at the entrance to the mine. In 2015, saprobic *Antrodia sinuosa* developed en masse on pine warehouse sawdust (*Pinus sylvestris* is alien for the natural flora of the region).

Fungal species included in the Red data book of Krasnoyarsk Krai (2022) were not found in TDND. However, *Clavulinopsis subarctica* (Pilát) Jülich, which develops on mosses in the tundra zone, was collected in the region (Shiryaev, 2017, 2018). It is included in the new edition of the Red data book of the Russian Federation (Order., 2023). Undoubtedly, climate warming, which causes “Arctic greening”, leads to the “borealization” of its mycobiota (Shiryaev et al., 2020). It is likely that after a new series of mycological studies, other rare species of aphylloroid fungi will be identified in TDND.

This study was carried out with the financial support of the Russian Science Foundation (project N 24-24-00271). The author is deeply grateful to N. Khomchenko and I. Pestereva for their assistance in collecting material.

REFERENCES

- Ary-Mas. Nature conditions and vegetation of the northernmost forest massif in the world. Nauka: Leningrad, 1978. (In Russ.).
- Dahlberg A., Bültmann H. Fungi. In: H. Meltofte (ed.). Arctic biodiversity assessment. Status and trends in Arctic biodiversity. CAFF, Akureyri, 2013, pp. 355–371.
- Druckenmiller M.L., Thoman R.L., Moon T.A. (eds). The Arctic. In report: State of the climate in 2023. Bull. Amer. Meteor. Soc. 2024. V. 105 (8). P. 277–330. <https://doi.org/10.1175/BAMS-D-24-0101.1>
- Grigoriev A.A., Devi N.M., Kukarskikh V.V. et al. Structure and dynamics of tree Stands at the Upper Timberline in the Western Part of the Putorana Plateau. Russian Journal of Ecology. 2019. 50(4). P. 311–322. <https://doi.org/10.1134/S1067413619040076>
- Index Fungorum CABI Bioscience Database. <https://www.indexfungorum.org/>. Accessed 23.06.2024.
- Karatygin I.V., Nezdoiminogo E.G., Novozhilov Yu.K. et al. Fungi of the Russian Arctic. St. Petersburg State Chemical Academy, SPb., 1999. (In Russ.).
- Khimich Yu.R., Shiryayev A.G., Volobuev S.V. Some noteworthy findings of aphyllorhizoid fungi in the north of Eastern Fennoscandia (Murmansk Region, Russia). Botanica. 2020. V. 26 (1). P. 49–60. <https://doi.org/10.2478/botlit-2020-0005>
- Kiryanov A.V., Krusic P.J., Shishov V.V. et al. Ecological and conceptual consequences of Arctic pollution. Ecology Letters. 2020. V. 23 (12). P. 1827–1837. <https://doi.org/10.1111/ele.13611>
- Kotiranta H., Mukhin V.A. Aphyllorhizales (Basidiomycetes) of Tiksi, Republic of Sakha (Yakutia), Northeast Siberia. Karstenia. 2000. V. 40. P. 65–69. <https://doi.org/10.29203/ka.2000.354>
- Kotiranta H., Shiryayev A.G. Aphyllorhizoid fungi (Basidiomycota) of the middle part of Yenisei River basin, East Siberia, Russia. Karstenia. 2015. V. 55. P. 43–60. <https://doi.org/10.29203/ka.2015.468>
- Kryuchkov V.V. The northernmost forest massif on the globe on the Lukanskaya River in the Khatanga River basin. Botanical Journal. 1972. V. 57 (10). P. 1213–1220. (In Russ.).
- Mukhin V.A. Biological diversity and chorological structure of xylotrophic basidiomycetes of hypoarctic forests of Central Siberia. Proc. all-Russian scientific conf. “Problems of studying and preserving the flora of Eurasia”. Publ. V.B. Sochava Institute of Geography SB RAS, Irkutsk, 2010, pp. 142–145. (In Russ.).
- Mukhin V.A., Kotiranta H. Wood-inhabiting fungi of northernmost forests in river Khatanga basin. Mikologiya i fitopatologiya. 2001. V. 35 (5). P. 41–47.
- Order of the Ministry of Natural Resources of Russia dated 25.03.2023 N320 “On approval of the list of flora species listed in the Red data book of the Russian Federation” (In Russ.).
- Red data book of Krasnoyarsk Krai: rare and endangered species of plants and fungi. V. 2. 3rd ed., revised and enlarged. SFU, Krasnoyarsk, 2022. (In Russ.).
- Report on the climate features in the territory of the Russian Federation for 2023. Federal Service for Hydrometeorology and Environmental Monitoring (Rosgidromet): Moscow, 2023. (In Russ.).
- Shiryayev A.G. Spatial structure of the clavarioid mycobiota in the tundra zone of the Taimyr Peninsula. Novosti sistematiki nizshikh rasteniy. 2011. V. 45. P. 133–145. (In Russ.) <https://doi.org/10.31111/nsnr/2011.45.133>
- Shiryayev A.G. Aphyllorhizoid fungi. In: Plants and fungi of the polar deserts of the Northern Hemisphere. Marafon, SPb., 2015. P. 226–238. (In Russ.).
- Shiryayev A.G. Longitudinal changes of clavarioid funga (Basidiomycota) diversity in the tundra zone of Eurasia. Mycology. 2017. V. 8 (3). P. 135–146. <https://doi.org/10.1080/21501203.2017.1345801>
- Shiryayev A.G. Spatial diversity of clavarioid mycota (Basidiomycota) at the forest-tundra ecotone. Mycoscience. 2018. V. 59 (4). P. 310–318. <https://doi.org/10.1016/j.myc.2018.02.007>
- Shiryayev A.G., Mikhalyova L.G. Aphyllorhizaceous fungi (Basidiomycetes) in the tundra and forest-tundra of the Lena River delta and Novosibirsk Islands (Arctic Yakutia). Novosti sistematiki nizshikh rasteniy. 2013. V. 47. P. 155–166. (In Russ.) <https://doi.org/10.31111/nsnr/2013.47.155>
- Shiryayev A.G., Peintner U., Elsakov V.V. et al. Relationship between species richness, biomass and structure of vegetation and mycobiota along an altitudinal transect in the Polar Urals. J. Fungi. 2020. V. 6 (4) Art. 353. <https://doi.org/10.3390/jof6040353>
- Shiryayev A.G., Zmitrovich I.V., Ezhov O.N. Taxonomic and ecological structure of basidiomycetes biota in the polar deserts of the Northern Hemisphere. Contemporary Problems of Ecology. 2018. V. 5. P. 526–544. <https://doi.org/10.1134/S1995425518050086>
- Ары-Мас (Ary-Mas). Природные условия и растительность самого северного в мире лесного массива. Л.: Наука, 1978. 192 с.
- Доклад об особенностях климата на территории Российской Федерации за 2023 год (Report...). Федеральная служба по гидрометеорологии и мониторингу окружающей среды (Росгидромет). М., 2023. 104 с.
- Каратыгин И.В., Нездоймино Э.Л., Новожилов Ю.К. и др. (Karatygin et al.) Грибы российской Арктики. СПб: Изд-во Санкт-Петербургской государственной химико-фармацевтической академии, 1999. 212 с.
- Красная книга Красноярского края (Red data book) Редкие и находящиеся под угрозой исчезновения виды растений и грибов. Т. 2 / гл. ред. Н.В. Степанов; 3-е изд. Красноярск: СФУ, 2022. 762 с.

- Крючков В.В.* (Kryuchkov) Самые северные на земном шаре лесные массивы на р. Лукунской в бассейне р. Хатанга // Ботанический журнал. 1972. Т. 57(10). С. 1213–1220.
- Мухин В.А.* (Mukhin) Биологическое разнообразие и экологическая структура ксилотрофных базидиомицетов гипоарктических лесов Средней Сибири // Мат. Всерос. науч. конф. “Проблемы изучения и сохранения растительного мира Евразии”: Иркутск: Изд-во Ин-та географии им. В.Б. Сочавы СО РАН, 2010. С. 142–145.
- Приказ Минприроды России (Order) от 25.03.2023 г. № 320 “Об утверждении перечня объектов растительного мира, занесенных в Красную книгу Российской Федерации”.
- Ширяев А.Г.* (Shiryaev) Пространственная структура биоты клавариоидных грибов тундровой зоны полуострова Таймыр // Новости сист. низш. раст. 2011. Т. 45. С. 133–145.
- Ширяев А.Г.* (Shiryaev) Афиллофороидные грибы // Растения и грибы полярных пустынь северного полушария. СПб.: изд-во “Марафон”, 2015. С. 226–238.
- Ширяев А.Г., Михалева Л.Г.* (Shiryaev, Mikhalyova) Афиллофоровые грибы (Basidiomycetes) тундр и лесотундр дельты реки Лена и Новосибирских островов (Арктическая Якутия) // Новости сист. низш. раст. 2013. Т. 47. С. 155–166.

Дополнение к списку афиллофороидных грибов Таймырского Долгано-Ненецкого района (Арктическая Сибирь, Красноярский край, Россия)

А. Г. Ширяев^{а, #}

^а Институт экологии растений и животных УрО РАН, Екатеринбург, Россия

[#]e-mail: anton.g.shiryaev@gmail.com

Впервые приводятся данные о находках 49 видов афиллофороидных грибов (*Agaricomycetes*) в Таймырском Долгано-Ненецком р-не Красноярского края. Обсуждается проблема расширения на север ареалов фитопатогенных грибов, развивающихся на интродуцированных и местных древесных растениях, а также разрушающих деревянные конструкции хозяйственных и жилых строений в городах региона.

Ключевые слова: вечная мерзлота, городская микобиота, патогены растений, позеленение Арктики, потепление климата, *Agaricomycetes*

УДК 582.28/.29 : 57.082.132 : 577.29 : 502.75 (470.67)

DNA BARCODING OF XYLOBIONT SPECIES OF FUNGI AND LICHENS FROM THE SAMURSKY NATIONAL PARK (REPUBLIC OF DAGESTAN, RUSSIA): FIRST RESULTS

© 2024. S. V. Volobuev^{1,*} and A. B. Ismailov^{2,**}

¹ Komarov Botanical Institute of the Russian Academy of Sciences, 197022 St. Petersburg, Russia

² Mountain Botanical Garden of the Dagestan Federal Research Center of the Russian Academy of Sciences, 367000 Makhachkala, Russia

*e-mail: sergvolobuev@binran.ru

**e-mail: i.aziz@mail.ru

Received 29 June, 2024; revised 16 July, 2024; accepted 19 July, 2024

DNA barcoding is one of the most effective and modern approaches to obtaining new information on biodiversity of fungi and lichens in poorly studied and/or unique regions. As a result of this research, a total of 16 DNA barcodes were obtained for new regional finds of xylobiont aphyllorphoroid fungi and lichens inhabiting the territory of the Samursky National Park (Republic of Dagestan, Russia). Among them, not only nucleotide sequences of ITS nrDNA for specimens identified based on classical micromorphological methods are presented, but also new information on cryptic species differentiated using molecular genetic approach. The taxonomic spectrum of the studied objects includes representatives of the genera *Coniophora*, *Dendrographa*, *Diploicia*, *Dirina*, *Evernia*, *Hyphoderma*, *Lyomyces*, *Mycoacia*, *Opegrapha*, *Peniophorella*, *Phanerochaete*, and *Xylodon*. *Mycoacia aurea* is registered for the first time for the Republic of Dagestan and the Eastern Caucasus.

Keywords: corticioid fungi, DNA barcode, internal transcribed spacer, liana forest, lichenized fungi, *Phlebia aurea*

DOI: 10.31857/S0026364824060089, **EDN:** umsxsc

DNA barcoding is a standardised system for the identification of biological samples based on the use of relatively short nucleotide sequences from highly variable genome sequences, which are unique for taxonomic identification of species. The approach was initially developed and tested on a range of animal groups (Hebert et al., 2003; Kerr et al., 2007; Hubert et al., 2008), and was subsequently applied to plants and fungi. A substantial body of genomic research has demonstrated that different groups of organisms have distinctive genome sequences that are optimally suited for DNA barcoding. In accordance with the original concept of universal DNA barcoding (Begerow et al., 2010), an internal transcribed spacer (ITS) fragment comprising two internal transcribed spacers and a 5.8S gene was proposed as the first universal molecular marker for DNA barcoding in fungi, offering satisfactory resolution across a diverse range of taxa (Schoch et al., 2012; Xu, 2016).

The considerable increase in the volume of newly generated data pertaining to the primary structure of fungal DNA ITS regions has underscored the necessity

for the development of specialized databases. One such comprehensive and publicly accessible repository is the National Center for Biotechnology Information (NCBI) RefSeq (Targeted Loci), which has become the main resource for the curation of fungal ITS reference sequences. The principal benefit of such curated databases is that the profile representatives of the scientific community conduct the curation, annotation and expansion of the database (Lücking et al., 2020). In addition to ITS, other secondary barcoding markers are used for fungi, including intergenic spacer (IGS), fragments of β -tubulin II (*TUB2*), DNA-dependent RNA polymerase II (*RPB1*, *RPB2*), translation elongation factor 1 α (*TEF1*), and others.

The advent of DNA barcoding and high-throughput sequencing techniques has given rise to a novel methodological approach for the study of fungal biodiversity. While these methods of classification and identification based on nucleotide sequences are powerful tools for rapid detection of hidden diversity, it is essential to exercise caution when interpreting the data obtained to

Table 1. Data of the specimens collected in the Samursky National Park, Republic of Dagestan, Russia

Species	Host tree species	Herbarium specimen number	Genbank Accession number (NCBI)
<i>Dendrographa decolorans</i> (Turner et Borrer) Ertz et Tehler	<i>Populus nigra</i>	DAG 1511	OR936146
<i>Diploicia canescens</i> (Dicks.) A. Massal.	<i>Populus nigra</i>	DAG 1510	OR936147
<i>Dirina ceratoniae</i> (Ach.) Fr.	<i>Populus nigra</i>	DAG 1512	OR936145
<i>Evernia prunastri</i> (L.) Ach.	<i>Pinus brutia</i> var. <i>eldarica</i>	DAG 1514	OR936143
<i>Opegrapha vulgata</i> (Ach.) Ach.	<i>Pinus brutia</i> var. <i>eldarica</i>	DAG 1513	OR936144
<i>Coniophora arida</i> (Fr.) P. Karst.	<i>Pinus brutia</i> var. <i>eldarica</i>	LE F-342607	OR936149
<i>Hyphoderma setigerum</i> (Fr.) Donk	<i>Carpinus betulus</i>	LE F-342603	OR936153
	<i>Carpinus betulus</i>	LE F-342601	OR936155
<i>Lyomyces crustosus</i> (Pers.) P. Karst.	<i>Pinus brutia</i> var. <i>eldarica</i>	LE F-342605	OR936150
<i>Mycoacia aurea</i> (Fr.) J. Erikss. et Ryvarden	<i>Quercus robur</i>	LE F-342598	OR936158
<i>Peniophorella praetermissa</i> (P. Karst.) K.H. Larss.	<i>Pinus brutia</i> var. <i>eldarica</i>	LE F-342606	OR936151
<i>Phanerochaete livescens</i> (P. Karst.) Volobuev et Spirin	<i>Populus alba</i>	LE F-342604	OR936152
	<i>Quercus robur</i>	LE F-342602	OR936154
	<i>Carpinus betulus</i>	LE F-342600	OR936156
	<i>Quercus robur</i>	LE F-342608	OR936148
<i>Xylodon quercinus</i> (Pers.) Gray	<i>Carpinus betulus</i>	LE F-342599	OR936157

ensure accurate conclusions. It is important to note that individual nucleotide sequences may not be associated with a particular species or genus of fungi. In some cases, these fungi represent described and well-known taxa for which there are no nucleotide sequences in specialised databases (Nilsson et al., 2016; Truong et al., 2017).

It is frequently the case that DNA barcoding cannot be achieved without the involvement of herbarium specimens. However, the success of DNA isolation from them depends on a number of factors, including the age of the specimen (which is notably reduced in specimens older than 50 years) and the method used to dry them. Additionally, the chemicals used to treat the premises from pests, as well as the systematic affiliation, can also have an impact on the outcome (Shneyer, Rodionov, 2019). In this regard, the use of fresh or recently collected specimens is clearly preferable to the use of herbarium materials from long-term storage collections for the purpose of obtaining high-quality molecular genetic data.

In the course of ongoing studies of biodiversity and the peculiarities of the ecology of xylobiont aphyllorhizoid fungi and lichens in the territory of the Samursky National Park (Ismailov et al., 2017, 2023a, 2023b; Ivanushenko, Volobuev, 2020; Volobuev, 2020, 2021, 2023; Ismailov, Volobuev, 2022; Volobuev, Shakhova, 2022), a number of collected specimens underwent DNA barcoding.

The identifications that had previously been made on the basis of classical micromorphological characters were confirmed by molecular genetic methods for taxa listed below (Table 1). For DNA extraction, PCR amplification and sequencing we used the standard protocols described in Volobuev et al. (2021). For the first time, the ITS nucleotide sequences from authentic specimens of studied species from the Caucasus were obtained and deposited in the GenBank database. *Mycoacia aurea* (Fr.) J. Erikss. et Ryvarden is a new record of the species to the Republic of Dagestan and the Eastern Caucasus.

Dendrographa decolorans (Turner et Borrer) Ertz et Tehler is an epiphytic crustose lichen that grows on the bark of deciduous trees and shrubs, particularly on old oaks. The specimen was found on the bark of *Populus nigra*. It is a sterile sorediate crust which identification was done according to thin layer chromatography (detected an unidentified fatty acid). DNA was isolated from the sorediate part of thallus. The ITS sequence of 759 bp in 99.74% identity at 100% coverage corresponded to the reference sequence of *D. decolorans* from the Czech Republic (GenBank accession number OQ717831).

Diploicia canescens (Dicks.) A. Massal. is a species that can be found on a wide variety of substrates, including those that are base-rich or -enriched, such as bark, calciferous sandstone, and limestone. The specimen of *D. canescens* was discovered growing on the bark of *Populus nigra*. The specimen was identified based on

standard morphological and anatomical characteristics of the thallus and data on secondary metabolites obtained through thin layer chromatography. The revealed secondary metabolites are atranorin, chloroatranorin, and diploicin. DNA was isolated from a portion of the thallus. The ITS sequence of 560 bp in 98.73% identity at 98% coverage corresponded to the reference sequence of *D. canescens* from Italy (GenBank accession number AJ421992).

Dirina ceratoniae (Ach.) Fr. is a crustose lichen with a predominantly Mediterranean distribution, with an outpost locality in the Canary Islands. It has also been identified in Russia, specifically the Greater Caucasus in Dagestan (Ismailov, Volobuev, 2022). The specimen was collected from a *Populus nigra* tree. The ITS sequence of 625 bp in 99.83% identity at 95% coverage corresponded to the reference sequence of *D. ceratoniae* from Spain (GenBank accession number KC107886).

Evernia prunastri (L.) Ach. is a widespread fruticose epiphytic lichen, most commonly observed on deciduous and coniferous trees. The specimen was observed growing on the twigs of *Pinus brutia* var. *eldarica* within a man-made pine plantation, exhibiting a distinctive morphology that deviated from the typical characteristics of the species. The taxonomic identification of the specimen was confirmed through a detailed microscopic investigation of its morphology. Furthermore, thin-layer chromatography demonstrated the presence of characteristic secondary metabolites for this species, namely evernic and usnic acids, along with atranorin. DNA was isolated from a portion of the thallus. The ITS sequence of 564 bp in 100% identity at 99% coverage corresponded to the reference sequence of *E. prunastri* from Poland (GenBank accession number MN387119).

Opegrapha vulgata (Ach.) Ach. is a species that is widely distributed, though not particularly abundant, in the temperate zone. It is a crustose lichen that exhibits optimal growth in humid forests. The specimen was observed on a decorticated and weathered pine branch. The specimen was identified based on macro- and micromorphological features. The species can be distinguished from close relatives by the presence of longer, curved, or occasionally straight conidia. DNA was extracted from apothecia. The ITS sequence of 615 bp in 99.83% identity at 96% coverage corresponded to the reference sequence of *O. vulgata* from the United Kingdom (GenBank accession number OQ717995).

Coniophora arida (Fr.) P. Karst. is a corticioid fungus that causes a brown rot of coniferous wood. It is widely distributed across the temperate zone. The specimen of *C. arida* was collected on dead fallen trunk of *Pinus brutia* var. *eldarica* in herb-rich pine-dominated forest with oak. The specimen was identified based on hypochnoïd

resupinate basidiomata and dextrinoid basidiospores. DNA was extracted from a piece of basidioma. The ITS sequence of 558 bp in 99.57% identity at 84% coverage corresponded to the reference sequence of *C. arida* from the United Kingdom (GenBank accession number AJ345007).

Hyphoderma setigerum (Fr.) Donk is one of the most commonly occurring corticioid species, which has been observed to grow on both deciduous and coniferous dead wood. In the Republic of Dagestan, the fungus has previously been registered on the wood of the following tree species: *Betula* sp., *Carpinus betulus*, *Populus tremula*, *Quercus macranthera*, and *Pinus kochiana*. The specimens of *H. setigerum* were observed in a herb-rich hornbeam forest with oak, on both living and fallen trunks of *Carpinus betulus*. The specimens were identified microscopically on the basis of the presence of characteristic septate cystidia with clamped septa. DNA was extracted from pieces of basidiomata. The first ITS sequence of 745 bp in 100% identity at 99% coverage corresponded to the reference sequence of *H. setigerum* from Russia (Altai Krai) (GenBank accession number ON869344). The second ITS sequence of the same length (745 bp) showed 99% identity at 99.73% coverage with the same reference sequence (ON869344).

Lyomyces crustosus (Pers.) P. Karst. is a widespread corticioid fungus causing a white rot of wood. It occurs on both deciduous and coniferous wood. The specimen was recorded from fallen branches of *Pinus brutia* var. *eldarica* in a man-made pine plantation. Identification was based on microscopic features, including a monomitic hyphal system, subulate hyphal ends, and subcylindrical basidiospores. DNA was extracted from a piece of basidioma. The ITS sequence of 787 bp in 98.98% identity at 99% coverage corresponded to the reference sequence of *L. crustosus* from Finland (GenBank accession number DQ873614).

Mycoacia aurea (Fr.) J. Erikss. et Ryvarden is a lignicolous fungus characterised by resupinate basidiomata of cream to yellowish appearance, with a hydroid hymenophore comprising short cylindrical aculei. The specimen was collected from fallen twigs of *Quercus robur* in an herb-rich hornbeam forest with oak. This finding is the first discovery of this species in the Republic of Dagestan. The specimen was identified based on the presence of hyphae with clamps and subballantoid basidiospores. DNA was extracted from a piece of basidioma. The ITS sequence of 756 bp in 100% identity at 80% coverage corresponded to the reference sequence of *M. aurea* from Turkey (GenBank accession number HQ153409).

Peniophorella praetermissa (P. Karst.) K.H. Larss. is a wood-inhabiting, resupinate basidiomycete that is frequently collected from all forest ecosystems. The

specimen was collected from fallen branches of *Pinus brutia* var. *eldarica* in a man-made pine plantation. The key diagnostic features of the species are broadly ellipsoid basidiospores, lepto- and gloecystidia, and stroph-anocysts, which are globose cells engaged in nematode trapping. DNA was extracted from a piece of basidioma. The ITS sequence of 793 bp in 99.83% identity at 75% coverage corresponded to the reference sequence of *P. praetermissa* from the United Kingdom (GenBank accession number DQ647460).

Phanerochaete livescens (P. Karst.) Volobuev et Spirin was highlighted as a result of taxonomical revision of *Ph. sordida* species complex (Volobuev et al., 2015). *Ph. livescens* is widely distributed in nemoral and hemiboreal zones of Eurasia, inhabiting angiosperms. The specimens were collected from dead wood of *Populus alba*, *Quercus robur*, and *Carpinus betulus* in deciduous and mixed forests. The specimens were identified based on sharp-tipped, strongly encrusted cystidia with equally thickened walls, and basidiospores micromorphology. DNA was extracted from pieces of basidiomata. All ITS sequences (718–760 bp) in 100% identity at 100% coverage corresponded to the reference sequences of *Ph. livescens* from Finland (GenBank accession number KP994376).

Xylodon quercinus (Pers.) Gray is a quite common corticioid fungus with odontoid hymenophore. It is distributed throughout the temperate areas of the Northern Hemisphere. The specimen was collected from fallen twigs of *Carpinus betulus* in an herb-rich hornbeam forest. The specimen was identified based on cylindrical to subballantoid basidiospores, sterile hyphal ends, and capitate hyphoid cystidiols. DNA was extracted from a piece of basidioma. The ITS sequence of 766 bp in 99.74% identity at 99% coverage corresponded to the reference sequence *X. quercinus* from Russia (Nizhny Novgorod Oblast) (GenBank accession number OK273841).

Consequently, as a result of these studies, a series of novel DNA nucleotide sequences were obtained from specimens of xylobiont aphyllorphoroid fungi and lichens inhabiting the territory of the Samursky National Park. Among them, both DNA barcodes for new regional finds identified on the basis of classical micromorphological methods and new information on cryptic species differentiated using a molecular genetic approach were obtained. It is evident that the systematic collection, documentation and sequencing of fresh specimens from understudied regions represents the most effective and relevant approach to obtaining new biodiversity information, as well as to improving the quality of the DNA sequence information available in publicly accessible repositories.

This study was supported by the Russian Science Foundation, RSF project N 23-24-00335; <https://rscf.ru/en/project/23-24-00335/>.

REFERENCES

- Begerow D., Nilsson R.H., Unterseher M. et al. Current state and perspectives of fungal DNA barcoding and rapid identification procedures. Appl. Microbiol. Biotechnol. 2010. V. 87. P. 99–108.
<https://doi.org/10.1007/s00253-010-2585-4>
- Hebert P.D., Cywinska A., Ball S.L. et al. Biological identifications through DNA barcodes. Proc. Royal Soc. London, Series B: Biol. Sci. 2003. V. 270 (1512). P. 313–321.
<https://doi.org/10.1098/rspb.2002.2218>
- Hubert N., Hanner R., Holm E. et al. Identifying Canadian freshwater fishes through DNA barcodes. PLOS One. 2008. V. 3. Art. e2490.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0002490>
- Ismailov A., Urbanavichus G., Vondrák J. et al. An old-growth forest at the Caspian Sea coast is similar in epiphytic lichens to lowland deciduous forests in Central Europe. Herzogia. 2017. V. 30 (1). P. 103–125.
<https://doi.org/10.13158/heia.28.1.2015.104>
- Ismailov A.B., Volobuev S.V. *Dirina ceratoniae* (Arthoniales, Ascomycota): first record from Russia. Turczaninowia. 2022. V. 25 (3). P. 189–193.
<https://doi.org/10.14258/turczaninowia.25.3.17>
- Ismailov A.B., Volobuev S.V., Ivanushenko Yu.Yu. Alpha diversity of lichenized and aphyllorphoroid fungi in two 1ha forest plots in the Samursky National Park (Republic of Dagestan, Russia). South of Russia: ecology, development. 2023a. V. 18 (4). P. 51–63.
<https://doi.org/10.18470/1992-1098-2023-4-51-63>
- Ismailov A.B., Volobuev S.V., Kataeva O.A. New records of the genus *Ramalina* (Lecanorales, Ascomycota) in Dagestan with a key to species. Turczaninowia. 2023b. V. 26 (4). P. 31–38.
<https://doi.org/10.14258/turczaninowia.26.4.7>
- Ivanushenko Yu.Yu., Volobuev S.V. Species of *Odontia* and *Tomentella* (Thelephorales, Basidiomycota) new to Dagestan, Russia. South of Russia: ecology, development. 2020. V. 15 (3). P. 165–173.
<https://doi.org/10.18470/1992-1098-2020-3-165-173>
- Kerr K.C., Stoeckle M.Y., Dove C.J. et al. Comprehensive DNA barcode coverage of North American birds. Molecular ecology notes. 2007. V. 7 (4). P. 535–543.
<https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01670.x>
- Lücking R., Aime M.C., Robbertse B. et al. Unambiguous identification of fungi: where do we stand and how accurate and precise is fungal DNA barcoding? IMA Fungus. 2020. V. 11. Art. 14.
<https://doi.org/10.1186/s43008-020-00033-z>
- Nilsson R.H., Wurzbacher C., Bahram M. et al. Top 50 most wanted fungi. MycoKeys. 2016. V. 12. P. 29–40.
<https://doi.org/10.3897/mycokeys.12.7553>

- Shneyer V.S., Rodionov A.V. Plant DNA Barcodes. Biology Bull. Reviews. 2019. V. 9 (4). P. 295–300.
https://doi.org/10.1134/S207908641904008x
- Truong C., Mujic A.B., Healy R. et al. How to know the fungi: combining field inventories and DNA-barcoding to document fungal diversity. New Phytol. 2017. V. 214 (3). P. 913–919.
https://doi.org/10.1111/nph.14509
- Volobuev S.V. *Antrodia hyalina* (Polyporales, Basidiomycota), new species to the Caucasus. Botanical Journal of the North Caucasus. 2021. V. 1. P. 28–34.
https://doi.org/10.33580/24092444_2021_1_28
- Volobuev S.V. Aphyllophoroid fungi of the “Samurskiy” national park (Dagestan). Mikologiya i fitopatologiya. 2020. V. 54 (4). P. 235–243.
https://doi.org/10.31857/S002636482004011x
- Volobuev S.V. *Sidera tibetica* (Hymenochaetales, Basidiomycota), a new species to Russia. Mikologiya i fitopatologiya. 2023. V. 57 (6). P. 394–400.
https://doi.org/10.31857/S0026364823060156
- Volobuev S., Okun M., Ordynets A. et al. The *Phanerochaete sordida* group (Polyporales, Basidiomycota) in temperate Eurasia, with a note on *Phanerochaete pallida*. Mycol. Progress. 2015. V. 14. Art. 80.
https://doi.org/10.1007/s11557-015-1097-0
- Volobuev S.V., Ivanushenko Yu.Yu., Ismailov A.B. Diversity and ecology of poroid fungi (Agaricomycetes, Basidiomycota) of the Gunib Plateau, Dagestan. South of Russia: ecology, development. 2021. V. 16 (3). P. 68–80.
https://doi.org/10.18470/1992-1098-2021-3-68-80
- Volobuev S.V., Shakhova N.V. Monitoring of protected fungal species in Samursky national park. Botanical Journal of the North Caucasus. 2022. V. 2. P. 7–13.
https://doi.org/10.33580/24092444_2022_2_7
- Xu J. Fungal DNA barcoding. Genome. 2016. V. 59 (11). P. 913–932.
https://doi.org/10.1139/gen-2016-0046

ДНК-баркодирование ксилобионтных видов грибов и лишайников национального парка “Самурский” (Республика Дагестан, Россия): первые результаты

С. В. Волобуев^{а, #}, А. Б. Исмаилов^{б, ##}

^а Ботанический институт им. В.Л. Комарова РАН, Санкт-Петербург, Россия

^б Горный ботанический сад Дагестанского федерального исследовательского центра РАН, Махачкала, Россия

[#] e-mail: sergvolobuev@binran.ru

^{##} e-mail: i.aziz@mail.ru

ДНК-штрихкодирование является одним из наиболее эффективных и современных подходов к получению новых сведений о биологическом разнообразии грибов и лишайников в малоизученных и/или уникальных регионах. В результате проведенных исследований получены 16 ДНК-штрихкодов для новых региональных находок ксилобионтных афиллофороидных грибов и лишайников, обитающих на территории Самурского национального парка (Республика Дагестан, Россия). Среди них представлены не только нуклеотидные последовательности ITS ярдНК для образцов, идентифицированных на основании классических микроморфологических методов, но и новые сведения о криптических видах, дифференцируемых с использованием молекулярно-генетического подхода. Таксономический спектр изученных объектов включает представителей родов *Coniophora*, *Dendrographa*, *Diploicia*, *Dirina*, *Evernia*, *Hypodermia*, *Lyomyces*, *Mycoacia*, *Opegrapha*, *Peniophorella*, *Phanerochaete* и *Xylodon*. Вид *Mycoacia aurea* приводится впервые для Республики Дагестан и Восточного Кавказа.

Ключевые слова: внутренний транскрибируемый спейсер, ДНК-штрихкод, кортициоидные грибы, лиановый лес, лишенизированные грибы, *Phlebia aurea*