Электронный научно-производственный журнал
«АгроЭкоИнфо»
==========

УДК 60:635.8

Выделение чистой культуры мицелия и особенности выращивания грибов в искусственной среде

Кузьменко И.Н., Саксонова Е.И., Ташкинова Е.С., Колесова В.А.

Пермский государственный аграрно-технологический университет

Аннотация

В статье приведены результаты исследований по систематизации существующих методических подходов к культивированию мицелия в условиях контролируемой среды и разработке адаптированной методики с целью повышения практической применимости, и внедрения технологии в условиях маломасштабного и промышленного производства. Исследования проводились с использованием оборудования лаборатории Пермского государственного аграрно-технологического университета имени академика Д.Н. Прянишникова, г. Пермь, Россия. По результатам проведённых исследований была разработана методика выделения чистой культуры вешенки обыкновенной (Pleurotus ostreatus) штамма НК-35 с дальнейшей культивацией на питательном субстрате. Разработанную методику можно применять для оптимизации лабораторных протоколов при выделении мицелия и разработки маломасштабных фермерских производств, а также в образовательных целях в рамках курсов по микологии и промышленной биотехнологии. Научная новизна заключается в комплексной систематизации и подтверждении сведений с фокусом на возможности масштабируемого культивирования мицелия, применимого в пищевой, фармацевтической и аграрной отраслях.

Ключевые слова: ВЕШЕНКА, МЕТОДИКА, ЧИСТАЯ КУЛЬТУРА, ПИТАТЕЛЬНАЯ СРЕДА, МИЦЕЛИЙ, РЕГЕНЕРАЦИЯ, СУБСТРАТ

Введение

Грибы рода *Pleurotus* (вешенки) занимают важное место в современной агробиотехнологии благодаря своей высокой экологической пластичности, способности к биоконверсии лигноцеллюлозных субстратов и выраженной питательной ценности. В

условиях глобального поиска альтернативных источников белка и устойчивых методов сельскохозяйственного производства вешенки представляют собой эффективную модель для внедрения в практику экологически чистых и ресурсосберегающих технологий. Согласно данным FAO, ежегодное мировое производство грибов достигает более 35 млн. тонн, при этом *Pleurotus ostreatus* входит в тройку самых культивируемых съедобных видов. Однако, несмотря на кажущуюся простоту процесса, успешное выращивание мицелия и плодовых тел требует строгого соблюдения микробиологических, климатических и технологических условий [1].

Вешенка обыкновенная (*Pleurotus ostreatus*), на сегодняшний день представляет собой не только популярный пищевой продукт, но и объект интенсивных биотехнологических исследований. Возрастающий интерес к культивированию мицелия в искусственных условиях обусловлен как практическими, так и научными факторами: с одной стороны, это устойчивый источник белка и биоактивных соединений, с другой — модельный организм для изучения процессов ферментации, адаптации и биоконверсии органических субстратов. Несмотря на широкое распространение культуры *Pleurotus*, методы выделения чистой культуры, её выращивания, а также оптимизация условий культивирования остаются предметом постоянных научных изысканий [1].

В последние десятилетия в литературе накоплено значительное количество работ, посвящённых вопросам культивирования *P. ostreatus*, однако они фрагментарны и зачастую ориентированы на узкие аспекты — влияние pH, сравнение отдельных субстратов, или оптимизация в конкретных климатических условиях. Системный обзор, объединяющий подходы к выделению и культивированию мицелия, с акцентом на условия искусственной среды, особенно в русскоязычном научном пространстве, в настоящее время практически отсутствует. Обобщение данных осуществлялось с привлечением более чем 30 источников, среди которых — классические монографии [2-4], экспериментальные статьи с применением различных типов сред и режимов культивирования [5–12], а также обзорные публикации последних лет [13-15].

Современные исследования в микологии и биотехнологии направлены на создание новых материалов, качество которых напрямую зависит от исходного материала. В зависимости от состава и структуры питательных сред и субстратов обеспечивается длительность роста и развития мицелия. Таким образом, целью данного исследования является разработка технологии возделывания вешенки обыкновенной (Pleurotus ostreatus)

Электронный научно-производственный журнал
«АгроЭкоИнфо»

штамма НК-35, адаптированной для условий маломасштабного и промышленного производства.

Объекты и методы исследований

Создание чистого качественного материала для создания лекарственных препаратов является одним из направлений применения данной технологии. Вешенка обыкновенная обладает высокой скоростью роста и устойчивостью к внешним микроорганизмам, что упрощает проведение исследований [16-18].

Технология культивирования мицелия вешенки обыкновенной состоит из этапов:

1. Подготовка посуды и питательной среды.
2. Высадка на питательную среду для выделения мицелия.
3. Культивирование мицелия на питательной среде.
4. Высадка мицелия на субстрат.
5. Культивирование мицелия на субстрате.

Условия проведения исследования: проведение комплексных мер стерилизации, включающих автоклавирование (рис. 1), обработку поверхностей 90%-ным спиртовым раствором и ультрафиолетовым бактерицидным излучателем. Температура и влажность в помещении поддерживались на стандартном уровне, характерном для жилых помещений (22-27°С) [16-21].

Рис. 1. Паровой стерилизатор (автоклав)

Процедура обработки плодовых тел включала применение четырёх различных вариантов, с целью выявления наиболее эффективного (рис. 2):

1) Очищение плодовых тел с использованием стерильной дистиллированной воды.

2) Очистка с помощью стерильной дистиллированной воды, за которой следовало опрыскивание 37%-ным раствором перекиси водорода и последующая сушка.

3) Погружение в 37%-ный раствор перекиси водорода на протяжении пяти секунд с дальнейшей сушкой.

4) Обработка в технической жидкой белизне.

Рис. 2. Варианты обработки плодовых тел перед посадкой: Белизна жидкая техническая, Перекись водорода 37%-ная, Дистиллированная вода, соответственно

После обработки различными вариантами плодовое тело гриба промывается 2-3 раза в дистиллированной воде, в течение 5-10 сек, так как при длительном контакте с обрабатывающей жидкостью существует вероятность контаминации культивируемого объекта [16-21].

Выбор питательной среды осуществлялся по наличию свойств:

- сохранение необходимого количества питательных веществ для роста и развития объекта;
- сохранение стерильности среды до момента самостоятельной конкурентоспособности мицелия, наступаемой в течение 1-2 месяцев.

В качестве эксперимента были испробованы четыре среды, предназначенные для культивирования: Мурасиге-Скуга, Чапека, Картофельная 1 (красная), Картофельная 2

(жёлтая). В дальнейшем, в связи с более высокими показателями, использовались среда Чапека и Картофельные 1 и 2 [16, 18].

Выделение инокулюма производилось путем разламывания плодового тела и вырезания кусочков, представляющих собой участок шляпки гриба, не доходящий до ножки и не включающий верхнюю шляпочную плёнку с кожицей, размером 1-3 см, так как данный участок не повреждается при стерилизации плодового тела (рис. 3а). Части плодового тела помещались на агаризованную питательную среду в чашки Петри (рис. 3б), при соблюдении стерильности рабочего пространства.

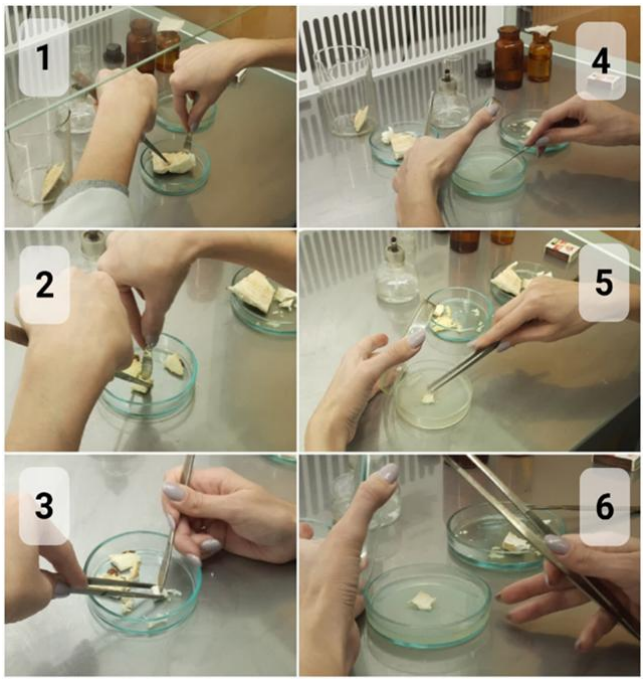

Рис. 3а. Выделение инокулюма из плодового тела на агаризованную среду

Рис. 3б. Части выделенного инокулюма на агаризованной питательной среде

Электронный научно-производственный журнал
«АгроЭкоИнфо»

Для дальнейшего наблюдения за развитием мицелия чашки Петри с инокулятом размещают в инкубаторе (t-26°C и влажность воздуха около 80%) (рис. 4) [16-21].

Рис. 4. Чашки Петри с инокулятом в инкубаторе

В обычной жизни вешенка произрастает на древесных структурах, поэтому питательная агаризованная среда не может обеспечить полноценное развитие мицелия. Для этого мицелий пересаживают на питательный субстрат. В рамках эксперимента выращивание мицелия на различных питательных субстратах проводилось в течение трёх недель (19 дней).

Для обеспечения стерильности рабочего процесса проводились комплексные меры стерилизации, используемые, в том числе, для выделения чистой культуры. Полученные образцы, также помещались в инкубатор с идентичными условиями [12, 17].

В качестве исследуемых субстратов были взяты зерна сельскохозяйственных культур и растения, содержащие волокнистые структуры (рис. 5). Зёрна овса и ячменя включают в себя эндосперм с высоким содержанием питательных веществ, что позволяет мицелию быстрее расти и развиваться. Конопля, хмель и береста обладают волокнистой структурой, что позволяет составить тонкую проницаемую сеть субстрата, напоминающую гифы (корневую систему) гриба, тем самым объединяя и одновременно разрыхляя структуру субстрата, обеспечивая мицелию систему аэрации. Комбинирование данных культур позволит повысить эффективность субстрата [18, 20, 21].

Рис. 5. Варианты субстратов

Результаты и их обсуждение

Систематизация и анализ литературы позволяют выделить ключевые закономерности, влияющие на эффективность культивирования мицелия *Pleurotus ostreatus* в искусственных условиях. В большинстве проанализированных работ подчёркивается критическая роль таких факторов, как состав питательной среды, температурно-влажностный режим, значение pH, уровень аэрации и тип используемой стерилизации. В совокупности эти параметры формируют оптимальные условия для роста мицелия и определяют успешность дальнейшего плодоношения. Подбор оптимальных условий выращивания мицелия — необходимый этап для его широкомасштабного внедрения в агроэкосистемы, фермерское хозяйство и фармацевтические платформы.

Параметры окружающей среды (температура, влажность, pH, вентиляция) варьируются в зависимости от стадии развития культуры и конкретного штамма.

Наибольшее влияние на развитие культуры мицелия оказывает кислотность питательной среды. Зависимость роста мицелия от температурно-pH режима представлена в таблице 1.

Анализ температурного диапазона показал, что оптимальным для роста мицелия является диапазон 24–28 °C. Zhou et al. [15] установили, что при температуре 26 °C наблюдается максимальная активность ферментных систем и наибольший прирост биомассы. Выше 30 °C эффективность резко снижается, возможна дегенерация культуры.

Аналогично, оптимальный уровень pH составляет 6.0–6.5, при котором наблюдается наиболее активный метаболизм [11, 22].

Таблица 1. Влияние температуры и pH на рост мицелия *Pleurotus ostreatus*

№	pH среды	Прирост мицелия (г/л)	Замечания	Источник
1	5.0	3.2	рост замедлен	Sharma et al., 2018 [11]
2	5.5	5.4	стабильный рост	Lovtsova et al., 2023 [9]
3	6.0	7.1	наилучшие условия	Zhou et al., 2023 [14]
4	6.5	6.9	близко к оптимуму	Kumari et al., 2021 [8]
5	7.0	4.8	щелочная среда замедляет рост	Stamets, 2000 [13]

Полный анализ совокупности нескольких факторов отображается в таблице 2 и показывает необходимость составления точной методики, с возможностью применения в больших масштабах.

Таблица 2. Обобщение методик культивирования мицелия *Pleurotus ostreatus* в искусственной среде по литературным источникам

№	Методика / Тип среды	Условия культивирования	Параметры среды	Результат / Прирост мицелия	Источник
1	Агаровая среда PDA	24–26 °C, pH 6.0–6.5, инкубация 7–10 суток	Картофельный отвар, декстроза	Диаметр колонии 65–70 мм	Kumari et al., 2021 [8]
2	Злаковый агар	25 °C, pH 6.2, стерильный отвар зёрен	Отвар пшеницы, агар	Прирост биомассы до 540 мг	Кульгавеня и др., 2025 [23]
3	Погружённая среда с глюкозой	26 °C, 150 об/мин, 10–14 суток	Глюкоза, пептон, минеральные соли	7.2 г/л сухой массы	Lovtsova et al., 2023 [15]
4	Среда с пищевыми отходами	24 °C, 120 об/мин, pH 6.5, пастеризация субстрата	Сыворотка, овсяный отвар	До +22% к контролю	Lim et al., 2021 [10]
5	Модификация с пивной дробиной	27 °C, pH 5.8, пастеризация	Сахароза + пивная дробина	6.4 г/л, возможна контаминация	Пестсов и др., 2021 [12]
6	Стерильное культивирование	24–26 °C, pH 6.0, мембранная фильтрация добавок	Витамины, аминокислоты	Чистая культура, стабильность	Negrão de Albuquerque et al., 2025 [24]

№	Методика / Тип среды	Условия культивирования	Параметры среды	Результат / Прирост мицелия	Источник
7	Подкисленные среды	20–22 °C, pH 5.0–5.5	C/N = 20:1	Замедленный рост, сниж. ферменты	Sharma et al., 2018 [11]
8	Подщелоченные среды	28–30 °C, pH 7.0	Щелочной буфер	Прирост до 60%, нестабильность	Stamets, 2000 [13]
9	Среда с натуральными добавками	25 °C, 5–7 суток, pH 6.2	Мёд 1%, овсянка 5%	Прирост +18–22% к контролю	Lim et al., 2021 [10]
10	Комбинированная зерновая	25 °C, стерилизация 121 °C	Глюкоза, дрожжевой экстракт	8.1 г/л, стабильный рост	Антонцева и др., 2019 [2]

Выбор питательной среды.

Среди агаровых сред наиболее часто применялась картофельно-декстрозная (PDA), обеспечивающая стабильный и быстрый рост мицелия [7]. В сравнительных исследованиях Kumari et al. [7] и Stamets [2] показано, что PDA формирует плотный, радиально расходящийся мицелий с выраженной зоной роста, особенно на 5–7 сутки инкубации. В условиях лабораторного культивирования эта среда считается «золотым стандартом». Альтернативой выступают злаковые агары (на отваре пшеницы или овса), которые способствуют повышенному синтезу белка, как показано в исследованиях Кульгавени и др. [24].

При переходе к жидким средам (субмерсивное культивирование) отмечена высокая продуктивность среды на основе глюкозы и дрожжевого экстракта [23], а также мальтозы и экстракта сои [10]. При этом Roh et al. [10] с применением методологии OFAT (одного фактора за раз) добились увеличения выхода как биомассы, так и экзополисахаридов, что особенно важно в биофармацевтических и пищевых приложениях. Среды с добавками пищевых отходов (овсяный отвар, сыворотка, пивная дробина) также показали хорошие результаты, особенно в исследованиях Lim et al. [8] и Пестсова и Третьяковой [25].

Воздействие добавок и стимуляторов.

Работы Lim et al. [8] демонстрируют, что добавление мёда в концентрации 1% увеличивает скорость роста мицелия до 18%, а овсяный отвар – до 22% по сравнению с контролем. Это объясняется присутствием легкоусвояемых углеводов и микроэлементов,

стимулирующих начальную фазу роста. Особенно перспективным направлением признано использование органических отходов в качестве добавок, что соответствует тренду на устойчивое и экологически безопасное грибоводство [25].

Методы стерилизации и контроль микрофлоры.

Выбор метода стерилизации напрямую влияет на чистоту культуры и отсутствие контаминации. Автоклавирование остаётся наиболее универсальным методом с эффективностью до 99.9% [2]. Однако при работе с органическими отходами или нестабильными компонентами (молочная сыворотка, витамины) применяются пастеризация и фильтрация. Антонцева и др. [23] описали комбинированный метод с высокой воспроизводимостью, использованный при выращивании мицелия на зерновых средах.

Negrão de Albuquerque et al. [14] подчёркивают необходимость поддержания стерильности на всём протяжении культивирования, особенно при переходе к масштабируемому производству в жидкой среде. Использование гипохлорита и УФ-облучения рекомендовано как вспомогательная мера.

С целью тестирования обобщённых методик были проведены исследования, результаты которых представлены ниже.

В результате эксперимента различных вариантов обработки плодового тела наибольшую эффективность в предотвращении контаминации демонстрировали варианты, заключающиеся в обработке плодового тела погружением в 37% раствор перекиси водорода на протяжении пяти секунд с дальнейшей сушкой и обработкой в жидкой технической белизне с промывкой обработанного плодового тела в стерильной дистиллированной воде. В последующих экспериментах в качестве стерилизации плодового тела применялась жидкая техническая белизна, так как она экономически выгоднее, чем перекись водорода [16]. Эффективность вариантов стерилизации продемонстрирована в виде стабильного развития мицелия на рисунке 6 (а, б).

В результате эксперимента питательной среды из четырёх вариантов благоприятной для развития мицелия оказалась среда Чапека, предназначенная конкретно для возделывания грибов и картофельная. Среда Мурасиге-Скуга чаще всего обладает более кислой реакцией среды pH 5,6-5,8, поэтому не подходит для возделывания грибов [16, 21]. Повышенное содержание сахаристых веществ в питательной среде на основе

картофеля показывает положительный результат, характеризующийся увеличением скорости развития и массы мицелия, что позволяет сократить сроки пересадки его на субстрат.

Рис. 6а. Мицелий вешенки на 3-й день после стерилизации 37%-ным раствором перекиси водорода

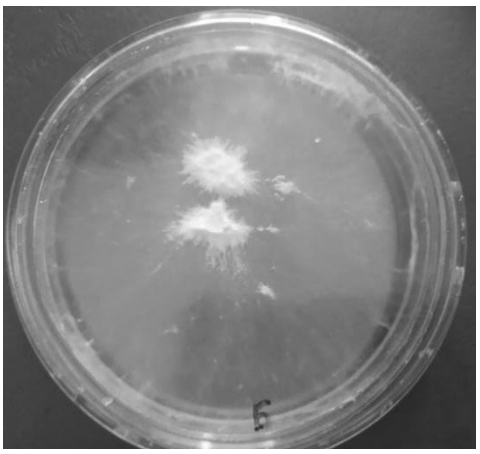

Рис. 6б. Мицелии вешенки на 3-й день после стерилизации жидкой технической белизной

При сравнении продовольственного, белого с красной кожурой, и кормового картофеля, жёлтого с белой кожурой, показатели были примерно равны, но более эффективным оказался кормовой, так как содержание крахмала в нём составляет около 20-30%, в отличие от продовольственного с содержанием крахмала в пределах 12-18%. Картофельная среда является более экономически выгодной по сравнению со средой Чапека, поэтому в последующих экспериментах она применяется в качестве основной среды [16]. Результаты сравнительной характеристики эффективности выживаемости, роста и развития мицелия на исследуемых средах представлены в таблице 3.

Таблица 3. Сравнение эффективности питательных сред и выживаемости мицелия в течение 1-2-х месяцев.

Среда	Выживаемость, %		Срок жизни, дней
	1 месяц	2 месяц	
Чапека	100	33	14
Картофельная 1 (красный)	100	75	34
Картофельная 2 (жёлтый)	100	100	34

По результатам первой посадки подтвердилась возможность выращивания мицелия на картофельной среде, поэтому было принято решение о дальнейшем изучении её свойств и качеств. Вторая посадка осуществлялась на Картофельной среде, содержащей картофель разных назначений: продовольственного и кормового, с целью выявления наиболее эффективного и экономически выгодного варианта [16]. Результат развития мицелия на Картофельной среде 1 (красной) и Картофельной среде 2 (жёлтой) в течение 1-2-х месяцев представлены на рисунках 7а и 7б, соответственно.

Рис. 7а. Рост мицелия вешенки на Картофельной среде 1 (красной) в течение 1-го месяца

Рис. 7б. Рост мицелия вешенки на Картофельной среде 2 (жёлтой) в течение 1-го месяца

В результате эксперимента питательных субстратов, при разработке оптимального состава была составлена таблица сравнительной характеристики эффективности питательных субстратов с мицелием вешенки обыкновенной на протяжении 1-3-х недель (табл. 4).

Таблица 4. Сравнительная характеристика эффективности питательных субстратов с мицелием вешенки обыкновенной

Субстрат	Выживаемость, %		Срок жизни, дней
	1 неделя	2 неделя	
Овёс	66	34	21
Овёс+конопля	80	20	21
Конопля	66	0	14
Ячмень	50	0	14
Береста	100	0	14
Хмель	0	0	7
Хмель+овёс	0	0	7

Выживаемость субстратов в течение 1 и 2-ой недель, также представлена на рисунке 8 в виде гистограммы.

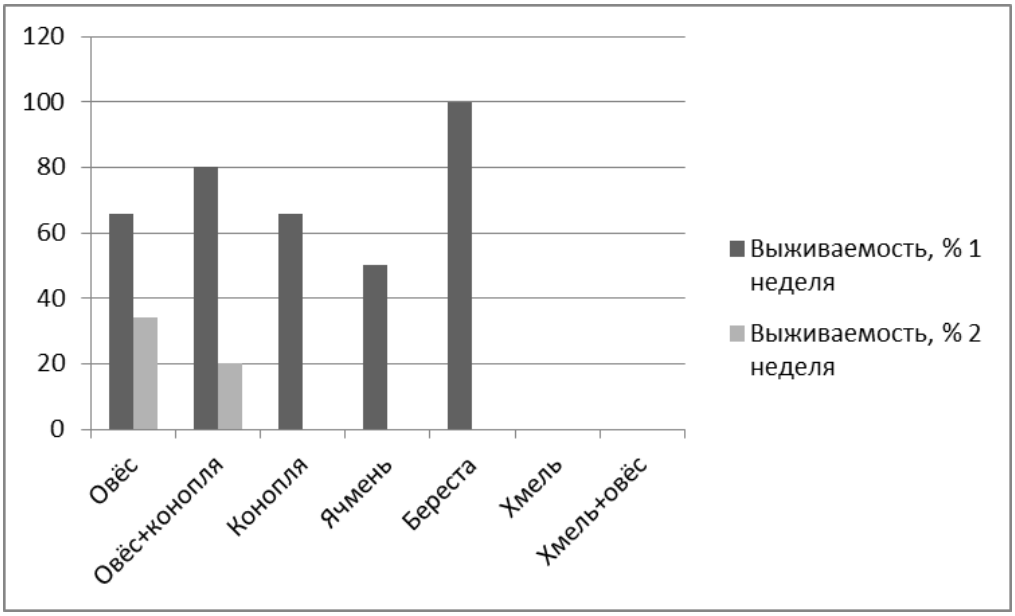

Рис. 8. Выживаемость субстратов в виде гистограммы

Продолжительность эффективности субстрата, и его способность оказывать сопротивление внешним воздействиям и патогенам, отражённые в таблице 2, показывают, что наиболее устойчивыми оказались субстраты, содержащие овёс и коноплю (рис. 8-9). Береста также отмечается большей устойчивостью, чем ячмень и хмель, но не рекомендуется к дальнейшему изучению и использованию в связи с нерентабельностью способа добычи материала.

Рис. 9. Субстрат из овса и конопли с мицелием

Выводы

На основании проведённых экспериментов были сформулированы общие выводы:

1. Наиболее эффективный и экономически выгодный способ обработки плодового тела вешенки обыкновенной осуществляется с помощью погружения в техническую жидкую белизну на 5-10 секунд, с дальнейшим промыванием 2-3 раза в дистиллированной воде.

2. Благоприятной и экономически выгодной питательной средой для стимулирования роста и развития мицелия является «Картофельная среда», в особенности на кормовом картофеле (2 – жёлтая).

3. Определён наиболее стабильный состав субстрата для культивирования мицелия вешенки обыкновенной – комбинация «овёс+конопля».

В результате исследования была описана технология выделения и выращивания мицелия вешенки обыкновенной (Pleurotus ostreatus) НК-35 напрямую из плодовых тел.

На данный момент ведётся продолжение исследования питательного субстрата в области соотношения и размеров фракции компонентов.

Список использованных источников:

1. Богданова, Н. Е. Домашняя грибная ферма. Вешенка. Шампиньон. Шиитаке / Н. Е. Богданова. – М. : АСТ, 2015. – 128 с. – ISBN 978-5-17-089556-4.

2. Stamets, P. Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms / P. Stamets. – 3rd ed. – Berkeley : Ten Speed Press, 2000. – 574 p. – ISBN 978-1-58008-175-7.

3. Карпухин, Д. Вешенка: великое будущее / Д. Карпухин. – СПб. : СУПЕР Издательство, 2021. – 112 с. – ISBN 978-5-9965-1558-5.

4. Морозов, А. И. Выращивание вешенки / А. И. Морозов. – М. : АСТ, 2003. – 160 с. – ISBN 5-17-008509-5.

5. Anteneh Getahun. Successful Oyster (Pleurotus ostreatus) Mushroom Cultivation: Substrates Performance, Yield, Quality and Efficiency of Mushroom Production / A. Getahun. – Saarbrücken : VDM Verlag Dr. Müller, 2011. – 132 p. – ISBN 978-3-639-34800-2.

6. Getahun, A. Successful Oyster (Pleurotus ostreatus) Mushroom Cultivation: Substrates Performance, Yield, Quality and Efficiency of Mushroom Production / A. Getahun. – Saarbrücken : VDM Verlag Dr. Müller, 2011. – 132 p. – ISBN 978-3-639-34800-2.

7. Kumari, B. et al. Effect of culture media on the yield and protein content of Pleurotus ostreatus // International Journal of Food Science. – 2021. – Vol. 2021. – Article ID 5562732. – DOI: 10.1155/2021/5562732.

8. Lim, S.-H. et al. Effect of common foods as supplements for the mycelium growth of Ganoderma lucidum and Pleurotus ostreatus // PLOS ONE. – 2021. – Vol. 16, No. 11. – e0260170. – DOI: 10.1371/journal.pone.0260170.

9. Lin, Y.-C. et al. Gastronomics: Edibility and Safety of Mycelium of the Oyster Mushroom Pleurotus ostreatus // Trends in Food Science & Technology. – 2024. – Vol. 142. – P. 132–140. – DOI: 10.1016/j.tifs.2024.03.002.

10. Roh, C. et al. Efficient production of biomass and exopolysaccharide from Pleurotus ostreatus using OFAT methodology // Biocatalysis and Agricultural Biotechnology. – 2023. – Vol. 47. – Article 102662. – DOI: 10.1016/j.bcab.2023.102662.

11. Sharma, D. et al. Effect of temperature and pH on mycelial growth of Pleurotus ostreatus // Journal of Mycology Research. – 2018. – Vol. 6, No. 1. – P. 15–20.

12. Анненков, Б.Г. БИОТЕХНОЛОГИЯ ПРОИЗВОДСТВА И ПРИМЕНЕНИЯ ПОСЕВНОГО МИЦЕЛИЯ ВЕШЕНОК/В.А. Азарова//статья-документ/УДК 653.8. – С.4.

13. Alemu, D. et al. Comprehensive review on oyster mushroom species (Agaricomycetes): taxonomy, biochemistry and cultivation // Heliyon. – 2024. – Vol. 10, Iss. 4. – e23907. – DOI: 10.1016/j.heliyon.2024.e23907.

14. Negrão de Albuquerque, V. T. Axenic Cultivation of Pleurotus ostreatus var. Florida / V. T. Negrão de Albuquerque, D. de Lima Silva, R. de Souza Lima. – Beau-Bassin : Our Knowledge Publishing, 2025. – 108 p. – ISBN 978-620-8-11248-6.

15. Zhou, X. et al. Effects and mechanism of the mycelial culture temperature on the growth and fructification of Pleurotus ostreatus // Horticulturae. – 2023. – Vol. 9, Iss. 1. – P. 95. – DOI: 10.3390/horticulturae9010095.

16. Кузьменко, И.Н. Разработка метода выделения чистой культуры мицелия вешенки обыкновенной (pleurotus ostreatus) штамма нк-35 из плодовых тел для эффективности его культивирования и повышения качества/Колесова В.А., Ташкинова Е.С., Саксонова Е.И.//статья-документ/УДК 635.8:582. – С.35-39.

17. Особенности модификации питательной среды для получения чистой культуры грибов рода Pleurotus: сайт – URL: https://jbks.ru/archive/issue-15/article-3 (дата обращения 08.05.24-12.05.24).

18. Сметанина, Л.Г. УСОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ ТЕХНОЛОГИЧЕСКИХ ПРОЦЕССОВ ВЫРАЩИВАНИЯ ВЕШЕНКИ ОБЫКНОВЕННОЙ//Автореферат диссертации на соискание учёной степени кандидата сельскохозяйственных наук. – Москва, 2013. – С.23.

19. Министерство сельского хозяйства Российской Федерации. СИСТЕМА НОРМАТИВНЫХ ДОКУМЕНТОВ В АГРОПРОМЫШЛЕННОМ КОМПЛЕКСЕ МИНИСТЕРСТВА СЕЛЬСКОГО ХОЗЯЙСТВА РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ - НОРМЫ ТЕХНОЛОГИЧЕСКОГО ПРОЕКТИРОВАНИЯ КОМПЛЕКСОВ ПО ВЫРАЩИВАНИЮ ВЕШЕНКИ НТП- АПК 1.10.09.003-04. – Москва, 2004. – С.82.

20. Российская академия сельскохозяйственных наук. ГНУ ВСЕРОССИЙСКИЙ

НАУЧНО-ИССЛЕДОВАТЕЛЬСКИЙ ИНСТИТУТ ОВОЩЕВОДСТВА - ВЫРАЩИВАНИЕ ШАМПИНЬОНА И ВЕШЕНКИ // РУКОВОДСТВО. – Москва, 2010 – С.68

21. Тишенков, А.Д. Санитарно-защитные мероприятия при выращивании вешенки//ГБУ КК “Кубанский сельскохозяйственный информационно-консультационный центр”. – С.24.

22. Ловцова, Л. Г. Оптимизация погружного культивирования мицелия Pleurotus ostreatus в динамике роста по показателям перекисного окисления липидов / Л. Г. Ловцова, М. В. Забелина, А. В. Майоров, И. В. Ловцов, Т. Б. Тяпаев // Аграрная наука. – 2023. – № 3. – С. 45–49.

23. Антонцева, Е. В. Подбор условий глубинного культивирования Pleurotus ostreatus / Е. В. Антонцева, С. С. Сорокин, Д. О. Терентьев, В. А. Седых, М. М. Шамцян // Вестник Международной академии холода. – 2019. – Т. 18, № 1. – С. 34–38. – DOI: 10.17586/1606-4313-2019-18-1-34-38.

24. Кульгавеня, А. Д. Культуры вешенки обыкновенной (Pleurotus ostreatus) на питательных средах разного состава / А. Д. Кульгавеня, В. Н. Никандров. – Электрон. дан. – Режим доступа: https://core.ac.uk/download/524677577.pdf (дата обращения: 30.05.2025).

25. Пестсов, Г. В. Экологически безопасная утилизация органических отходов и технология производства гриба Pleurotus ostreatus / Г. В. Пестсов, А. В. Третьякова // Siberian Journal of Life Sciences and Agriculture. – 2021. – Т. 13, № 5. – С. 26–40. – DOI: 10.12731/2658-6649-2021-13-5-26-40.

Цитирование: Кузьменко И.Н., Саксонова Е.И., Ташкинова Е.С., Колесова В.А. Выделение чистой культуры мицелия и особенности выращивания грибов в искусственной среде [Электрон. ресурс] // АгроЭкоИнфо: Электронный научно-производственный журнал. – 2025. – № 5. – Режим доступа: http://agroecoinfo.ru/STATYI/2025/5/st_543.pdf DOI: https://doi.org/10.51419/202155543.