

3. Штукин С. С., Волович П. И. Стандарт республики Беларусь – новый уровень развития плантационного лесоводства // Труды БГТУ, – Серия 1, – № 1. – 2018. – С. 13-19.

4. Вернадский В. И. Биосфера и ноосфера. – М.: Наука, 1989. – С. 261.

5. Алексеенко А. Ю., Никитенко Е. А. Перспективы создания лесных плантаций на Дальнем востоке России // Лесной вестник. Forestry Bulletin. – 2017. – Т. 21. – № 4. – С. 15-18.

УДК 57.083.12*13:582.475.4:630*232

И.А. Хархасова, науч. сотр.; А.В. Константинов, науч. сотр.;
М.Я. Острикова, ст. науч. сотр.; О.А. Разумова вед. науч. сотр.;
С.В. Пантелеев вед. науч. сотр.; В.Н. Шевко, мл. науч. сотр.
(ГНУ «Институт леса НАН Беларуси», Гомель)

ОЦЕНКА ИНТЕНСИВНОСТИ РАЗВИТИЯ МИЦЕЛИЯ МИКОРИЗООБРАЗУЮЩИХ ГРИБОВ В УСЛОВИЯХ ПОВЕРХНОСТНОГО И ГЛУБИННОГО КУЛЬТИВИРОВАНИЯ НА ЖИДКИХ ПИТАТЕЛЬНЫХ СРЕДАХ

Описаны три наиболее распространенных способа заселения семян грибами-симбионтами, а именно внесение в субстрат или на его поверхность лесной почвы, полученных в чистой культуре и разведенных в воде спор или мицелия [1].

Каждый способ искусственной микоризации имеет свои преимущества и недостатки, их анализ [2] показывает, что микоризация почвой показывает низкую эффективность при выращивании семян с закрытой корневой системой в производственных условиях, несмотря на оптимальный видовой состав содержащихся в плодородном слое земли микоризных грибов. Основным недостатком указанного способа является риск заражения субстрата патогенными микроорганизмами и засорения семенами и корневищами нежелательной растительности. Способ инокуляции мицелием, выращенным в чистой культуре, имеет ряд преимуществ. Например, в связи со способностью мицелия до полугода сохранять способность к образованию микоризы с корнями растений, его можно добавлять на этапе предварительной подготовки субстрата, в том числе на специализированных предприятиях. Готовый субстрат применим в различных технологических режимах выращивания лесопосадочного материала.

Целью исследований являлось изучение различных способов наработки мицелия микоризообразующих грибов на жидких питательных средах.

Для инокуляции субстратов мицелий нарабатывали на жидких питательных средах (на основе 4% сусло агара или 10% сусло агара и минеральной основы питательной среды MS с половинной концентрацией макросолей) в колбах объемом 50 мл. Подготовку лабораторной посуды и инструментов, а также посев материала проводили согласно общепринятым методикам микробиологических работ [3,4]. Питательные среды автоклавировали 30 минут при 0,5 атм (112 °С).

Инокуляция жидких сред агаровыми блоками высеченными из колоний грибов на плотных питательных средах ($\frac{1}{2}$ MS+4%СА (для сморчка, гриба-зонтика и дождевика) и 4%СА (для навозника)) показало возможность наработки мицелия указанным способом. После 15-20 суток культивирования на границе раздела жидкой и воздушной сред площадью 28,26 см² были получены сплошные колонии грибов, верхняя поверхность которых морфологически не отличалась от таковой у колоний, выращенных на плотных средах. Морфология колоний различалась в зависимости от штамма, так *Macrolepiota procera* формировала колонию в форме тонкой пленки, переходящей по краям культурального сосуда в воздушный мицелий, обрастающий стенки колбы на высоту до 1,5-2,0 см. Гриб-дождевик (*Lycoperdon pyriforme*) развивался иначе, разрастаясь в виде колоний неправильной формы с приподнимающимися краями. Следует отметить, что наиболее интенсивно осваивал жидкую питательную среду гриб *Morchella importuna*. Отмечено, что уже к десятым суткам от инокулированного агарового блока мицелий разрастался не только по поверхности, но и в толще среды, при этом пленка мицелия была достаточно плотной и удерживала, препятствуя ее перемешиванию при встряхивании колбы. После 12-14 суток культивирования мицелий начинал приподниматься вдоль стенок культуральных сосудов, обрастая из на высоту до 1,0 см. Наименьшая интенсивность роста отмечена нами для *Coprinellus domesticus*, мицелий которого формировал округлые хлопьевидные, частично погруженные колонии, от которых отходили гифы воздушного мицелия, приподнимающие по стенкам колб.

Для оценки интенсивности роста мицелия были проведены серии взвешиваний наработанной биомассы для определения сырой и сухой массы и расчета их соотношения. Данные о накоплении сырой массы различались в широких пределах в зависимости от видовой принадлежности культивируемого материала. Так Навозник домашний за 20 суток выращивания достигал $0,81 \pm 0,16$ г сырой массы, в то время как *Morchella importuna* – $1,97 \pm 0,80$ г., статистически достоверно превышая показатели навозника в 2 раза ($F_{кр} 5,59 < F_{ст} 7,95$; при $p < 0,05$). При этом достоверных различий показателей сырой массы

полученного мицелия штаммов *Macrolepiota procera* и *Lycoperdon pyriforme* ($1,70 \pm 0,44$ г и $1,63 \pm 0,77$ г.) не выявлено ($F_{кр} 5,32 > F_{ст} 0,03$; при $p > 0,05$). Результаты эксперимента приведены в таблице.

Таблица – Результаты выращивания мицелия микоризообразующих грибов на жидких питательных средах

Вид и штамм гриба	Средняя сырая масса $г \pm \sigma$	Средняя сухая масса, $г \pm \sigma$	Относительное содержание сухого вещества, %
<i>Coprinellus domesticus</i>	$0,81 \pm 0,16$	$0,09 \pm 0,02$	10,80
<i>Morchella importuna</i>	$1,97 \pm 0,80$	$0,13 \pm 0,09$	6,80
<i>Macrolepiota procera</i>	$1,70 \pm 0,44$	$0,09 \pm 0,06$	5,29
<i>Lycoperdon pyriforme</i>	$1,63 \pm 0,77$	$0,09 \pm 0,02$	5,40
<i>Paxillus cuprinus</i>	$2,50 \pm 0,16$	$0,18 \pm 0,02$	7,20
<i>Paxillus involutus</i>	$1,53 \pm 0,15$	$0,05 \pm 0,02$	3,27

Следует отметить, что, не смотря на различия указанных показателей, значения, полученные для параметра «средняя сухая масса» были сходны. Выход сухой биомассы апробированных штаммов варьировала в пределах $0,09 \pm 0,06$ г - $0,13 \pm 0,09$ г. На рисунке показаны культуры различных штаммов микоризообразующих грибов при жидкофазном культивировании.

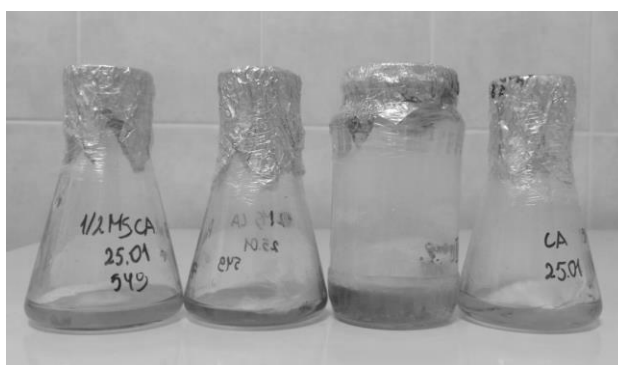


Рисунок – Пленочные колонии грибов наработанные на жидких питательных средах

Расчеты показали, что относительное содержание сухого вещества в мицелии, наработанном в результате жидкофазного культивирования, для различных видов грибов варьируют в пределах 3,27-10,80%. Можно заключить, что усредненный выход сырой биомассы мицелия микоризообразующих грибов составил 169 мг.

При глубинном культивировании *Paxillus cuprinus* в течении 30 суток с применением шейкера-инкубатора Orbital Shaker-Incubator ES-20/60 в режиме RPM= 120, $t^{\circ} = 24^{\circ}C$. Наблюдали формирование плотной взвеси мицелиальных гомогенизированных культур, сформированных фрагментами развивающихся гиф и вместе с тем развитие колоний наблюдали только после остановки встряхивания колб в виде

развивающегося мицелия на границе раздела жидкой и воздушной среды. Из вышесказанного следует, что в процессе встряхивания происходит фрагментирование мицелия [5], однако при этом его развитие сдерживается, вероятно ввиду низкой аэрации среды.

ЛИТЕРАТУРА

1 Бурцев Д.С. Зарубежный опыт искусственной микоризации сеянцев лесных древесных пород с закрытой корневой системой // Труды Санкт-Петербургского НИИ лесного хозяйства. – СПб. – 2014. – №. 1. – С. 47–61.

2 Геронина Е.А. Перспективы использования искусственной микоризации при выращивании сеянцев с закрытой корневой системой // Труды Санкт-Петербургского НИИ лесного хозяйства. – СПб. – 2014. – №. 4. – С. 49–58.

3 Molina R., Palmer J.G. Isolation, maintenance and pure culture manipulation of ectomycorrhizal fungi // Methods and principles of mycorrhizal research. – St. Paul, MN: American Phytopathological Society. – 1982. – P. 115–129.

4 Теппер Е.З., Шильникова В.К., Переверзева Г.И. Практикум по микробиологии. – М.: Дрофа. – 2004. – С. 149–165.

5 Sung J. M., Moon H. W., Park D. S. Growth condition of liquid culture by *Pleurotus ostreatus* // The Korean Journal of Mycology. – 1999. – Vol. 27. – №. 1. – P. 1–9.

УДК 630*5

Алабдуллахалхасно Хасан, асп.,
С.В. Коптев, зав. кафедрой, д-р. с.-х. наук
(Северный, научно-исследовательский институт лесного хозяйства
САФУ, г. Архангельск, Россия)

ПРИМЕНЕНИЕ ПРОСТЫХ РАСТИТЕЛЬНЫХ И БИОФИЗИЧЕСКИХ ИНДЕКСОВ ДЛЯ ОЦЕНКИ СОСТОЯНИЯ ЛЕСОВ ЕВРОПЕЙСКОГО СЕВЕРА РОССИИ

Состояние растительного покрова в лесах является ключевым показателем здоровья экосистемы, а также важным критерием для оценки стабильности и устойчивости окружающей среды.

Изменения в лесном покрове существенно влияют на экологическое равновесие, использование земель и биологическое разнообразие, что делает непрерывный мониторинг растительного покрова и анализ этих изменений, как положительных, так и отрицательных необходимым мероприятием [1].