

УДК 582.284:577.115.3:58.035.4

ЛИПИДЫ *INONOTUS RHEADES* (HYMENOSCHAETACEAE): ВЛИЯНИЕ СУБСТРАТА И СВЕТОВОГО РЕЖИМА НА ЖИРНОКИСЛОТНЫЙ ПРОФИЛЬ МИЦЕЛИЯ

© Т.Г. Горностай¹, М.С. Полякова¹, Г.Б. Боровский¹, Д.Н. Оленников^{2*}

¹Сибирский институт физиологии и биохимии растений СО РАН,
ул. Лермонтова, 132, Иркутск, 664033 (Россия),
e-mail: t.g.gornostay@yandex.ru

²Институт общей и экспериментальной биологии СО РАН,
ул. Сахьяновой, 6, Улан-Удэ, 670047 (Россия), e-mail: olennikovdn@mail.ru

Направленная регуляция биосинтеза у высших грибов – интенсивно развивающееся направление современной биотехнологической отрасли в настоящее время. Перспективным объектом подобных исследований является мицелиальная культура *Inonotus rheades* (Pers.) P. Karst. семейства Hymenochaetaceae, для которой ранее было показано наличие биологической активности. В рамках настоящего исследования впервые изучен состав жирных кислот мицелия *I. rheades* и показано присутствие 12 соединений, в том числе доминирующих линолевой (C_{18:2 ω6}) и пальмитиновой кислот (C_{16:0}). Выявлено, что использование различных субстратов для выращивания мицелия *I. rheades* приводит к изменениям количественного состава жирных кислот. Применение древесины *Populus tremula* приводило к повышению содержания насыщенных жирных кислот при одновременном снижении концентрации ненасыщенных жирных кислот в сравнении с аналогичными показателями для мицелия, выращенного на древесине *Betula pendula*. Влияние светового режима на жирнокислотный профиль мицелия *I. rheades* характеризуется комплексом изменений химического состава липидов. В зависимости от длины волны используемого света наблюдались и качественные, и количественные изменения. Проведенные исследования показали, что природа субстрата и характер светового режима оказывают влияние на состав жирных кислот мицелия *I. rheades*.

Ключевые слова: *Inonotus rheades*, Hymenochaetaceae, жирные кислоты, ГХ/МС, субстрат, длина волны света.

Исследование выполнено при финансовой поддержке проекта СО РАН № 0337-2016-0006.

Введение

В последнее время активно исследуются закономерности метаболических путей и их направленной регуляции у базидиальных грибов [1]. Окружающая среда для грибного организма является не только источником энергии, но и благоприятных, и неблагоприятных факторов, дисбаланс которых непосредственно влияет на обмен веществ и химический состав грибной клетки. Основными факторами, определяющими

Горностай Татьяна Геннадьевна – ведущий инженер лаборатории физиологической генетики, аспирант,
e-mail: t.g.gornostay@yandex.ru

Полякова Марина Станиславовна – ведущий инженер лаборатории физиологической генетики,
e-mail: poljakova.m@gmail.com

Боровский Геннадий Борисович – главный научный сотрудник физиологической генетики, профессор, доктор биологических наук, e-mail: borovskii@sifibr.irk.ru

Оленников Даниил Николаевич – ведущий научный сотрудник лаборатории медико-биологических исследований, доктор фармацевтических наук,
e-mail: olennikovdn@mail.ru

физиологические процессы базидиомицетов, являются климатические и субстратные [2]. Последние специфичны для дереворазрушающих грибов и обусловлены их тесным взаимодействием с древесиной. К климатическим факторам относят параметры внешней среды, имеющие общеэкологическое значение, включая освещенность, температуру и влажность. Свет и его параметры оказывают значительное влияние на процессы адаптации грибного организма к условиям окружающей среды, обладая, в отличие от растений, источником

* Автор, с которым следует вести переписку.

информации, а не энергии [3,4]. Известно о существовании механизмов восприятия микро- и макромицетами участков синего, зеленого, красного и ближнего ультрафиолетового света, что отражается на составе первичных и вторичных метаболитов всего грибного организма [5–7]. Однако информация, касающаяся связи метаболических процессов и параметров светового потока (длина волны, интенсивность и др.), многочисленна.

Некоторые виды базидиальных грибов рода *Inonotus* (семейство *Hymenochaetaceae*) являются широкоизучаемыми по причине их уникального химического состава и выраженной биологической активности [8–10]. К числу малоисследованных видов данного рода относится *I. rheades* (Pers.) P. Karst., экстракты и компоненты которого обладают антиоксидантной и антимикробной активностью [11]. Сведения о химическом составе мицелия *I. rheades* неполны; известно о присутствии в нем стирилпиранов и бис(стирилпиранов) [12], а также стеролов и лупановых тритерпеноидов [13]. Учитывая очевидную перспективность изучения мицелиальной культуры *I. rheades*, нами в рамках данного исследования был определен состав жирных кислот и изучено влияние субстратного фактора и длины волны света при культивировании на жирнокислотный профиль мицелия *I. rheades*.

Экспериментальная часть

Грибной материал. В работе использовали мицелий и плодовые тела *I. rheades* (Pers.) Bondartsev et Singer. Плодовые тела были собраны в окрестностях г. Киренска (Иркутская область, гора Польская, 57°47'07" N, 108°06'42" E, август 2015 г.). Чистая культура *I. rheades* (штамм 0186) была получена из коллекции культур высших базидиальных грибов Ботанического института им. В.Л. Комарова РАН (LE BIN). Далее штамм поддерживался в ЦКП «Биоресурсный центр» СИФИБР СО РАН. Чистую культуру грибов хранили на обедненной дрожжевой среде на скошенном агаре при 4 °C [14]. Пересадка культуры проводилась не менее одного раза в год. Мицелиальную массу получали выращиванием на древесных дисках в стерильных емкостях в стационарных камерах KBF 720 (Binder, Tuttlingen, Deutschland) при температуре 25 °C. В связи с поставленной целью получение мицелиальной массы велось двумя способами: выращивание на субстрате двух разных древесных пород *Betula pendula* Roth (Betulaceae) и *Populus tremula* L. (Salicaceae) в темноте, а также выращивание с применением разных световых режимов видимой части спектра, используя в качестве субстрата древесину *B. pendula*. В качестве источника излучения были выбраны высокоэффективные трехкристальные светодиоды SMD-5050 (ООО Рубикон, Барнаул, Россия): холодный белый (диапазон длин волн 370–740 нм), красный (625–630 нм), желтый (590–595 нм), зеленый (525–530 нм) и синий (465–470 нм). Мощность светового потока – 8,2–12,8 Вт/м². Полученную чистую мицелиальную массу высушивали до воздушно-сухого состояния при температуре не выше 45 °C, с последующим измельчением в однородную массу с величиной частиц не больше 2 мм. Полученный материал хранили в темноте.

Выделение липидной фракции и получение метиловых эфиров жирных кислот (МЭЖК). Для экстракции липидов к навеске 0,5 г измельченного грибного материала добавляли 10 мл смеси хлороформ – метанол (1 : 2), растирали в фарфоровой ступке до получения гомогенной массы и оставляли на 30 мин [15]. Раствор переносили количественно в делительную воронку через фильтр, трижды промывая ступку и фильтр той же смесью растворителей. После расслаивания хлороформный слой отделяли и концентрировали в вакууме досуха. Для получения метиловых эфиров жирных кислот (МЭЖК) к хлороформному экстракту добавляли 1% H₂SO₄ в метаноле и нагревали на водяной бане при 60 °C в течение 30 мин. МЭЖК после охлаждения трижды экстрагировали гексаном [16]. Дополнительную очистку проводили методом ТСХ на алюминиевых пластинках с силикагелем Sorbfil ПТСХ-АФ-В (Имид, Краснодар, Россия) с использованием бензола в качестве подвижной фазы. Зону МЭЖК удаляли с пластинки и элюировали с силикагеля гексаном.

ГХ/МС. Анализ МЭЖК проводили методом газожидкостной хроматографии с использованием хромато-масс-спектрометра 5973/6890N MSD/DS (Agilent Technologies, Santa Clara, CA, US) с квадрупольным масс-спектрометрическим детектором (способ ионизации – электронный удар, энергия ионизации 70 эВ, полный ионный ток). Для разделения использовали капиллярную колонку HP-INNOWAX (30 м × 250 мкм × 0,50 мкм) с полиэтиленгликолем в качестве стационарной фазы. Газ-носитель: гелий, скорость потока газа 1 мл/мин. Температура испарителя – 250 °C, источника ионов – 230 °C, детектора – 150 °C, температу-

ра линии, соединяющей хроматограф с масс-спектрометром, – 280 °С. Диапазон сканирования – 41–450 а.е.м. Объем вводимой пробы – 1 мкл, делитель потока – 5 : 1. Разделение смеси МЭЖК выполняли в изотермическом режиме при 200 °С. Идентификацию МЭЖК осуществляли с использованием библиотеки масс-спектров NIST 08. Относительное содержание жирных кислот (ЖК) определяли методом внутренней нормализации в весовых процентах (% вес.) от общего их содержания в исследуемом образце, с учетом коэффициента отклика ЖК. Для оценки степени ненасыщенности ЖК в составе использовали индекс ненасыщенности (ИН), который рассчитывали как произведение весовых процентов каждой ненасыщенной кислоты на число двойных связей в ее молекуле, деленую на 100 [17].

Статистическая обработка. Во всех случаях проводили не менее 3 независимых экспериментов, в каждом из которых повторность была 5-кратной. Данные представлены как средняя арифметическая. Статистические расчеты осуществляли с помощью пакета SigmaPlot 12.0.

Обсуждение результатов

Состав жирных кислот плодового тела и мицелия *I. rheades*. С применением метода ГХ/МС был изучен состав ЖК плодового тела *I. rheades* в виде метиловых эфиров. В результате было выявлено присутствие 12 соединений, включая 8 насыщенных и 4 ненасыщенных кислоты (табл. 1). Содержание насыщенных ЖК (НЖК) составило 45,5% от общего содержания жирных кислот, причем основным компонентом была пальмитиновая кислота (C_{16:0}), на долю которой приходилось 37,1%. Ненасыщенные ЖК (ННЖК) были представлены пальмитолеиновой (C_{16:1}; 1,2%), олеиновой (C_{18:1 ω9}; 28,5%), *цис*-вакценовой (C_{18:1 ω7}; 1,4%) и линолевой кислотами (C_{18:2 ω6}; 23,3%).

Качественный состав ЖК мицелия *I. rheades* был близок к таковому плодового тела, однако отличался количественно. Мицелий *I. rheades*, выращенный на древесине *B. pendula*, характеризовался меньшим содержанием НЖК (34,1%) в сравнении с аналогичным показателем плодового тела. Концентрация ННЖК была выше и составила 65,7%. Следует отметить значительно меньшее содержание мононенасыщенных ЖК (14,3%) при одновременно высоком показателе для полиненасыщенных ЖК (51,4%). На долю олеиновой кислоты (C_{18:1 ω9}) приходилось 7,6%, а содержание линолевой кислоты (C_{18:2 ω6}) составило 51,4%.

Сравнительный анализ липидной фракции мицелия *I. rheades*, выращенного с применением *P. tremula* в качестве субстрата, показал, что от предыдущего образца он отличался большим содержанием НЖК (41,1%) и меньшим – ННЖК (58,7%). Было также выявлено, что использование в качестве субстрата *P. tremula* приводит к получению мицелия с большим содержанием олеиновой (12,3%) и бегеновой кислот (C_{22:0}; 11,1%) и сниженном содержании линолевой кислоты (39,6%). Показатель соотношения содержания полиненасыщен-

Таблица 1. Состав жирных кислот плодового тела и мицелия *I. rheades*, культивированного на двух субстратах, % от общего содержания жирных кислот*

Соединение	Плодовое тело	Мицелий (субстрат)	
		<i>B. pendula</i>	<i>P. tremula</i>
C _{14:0}	0,7	1,0	0,9
C _{15:0}	1,5	1,3	1,3
C _{16:0}	37,1	21,5	20,0
C _{16:1}	1,2	1,0	1,0
C _{17:0}	0,4	0,9	0,9
C _{18:0}	3,6	4,6	4,1
C _{18:1 ω9}	28,5	7,6	12,3
C _{18:1 ω7}	1,4	5,7	5,8
C _{18:2 ω6}	23,3	51,4	39,6
C _{20:0}	0,4	1,2	1,4
C _{21:0}	0,2	1,2	1,4
C _{22:0}	1,6	2,4	11,1
Σ	99,9	99,8	99,8
НЖК	45,5	34,1	41,1
ННЖК, в т.ч.	54,4	65,7	58,7
МННЖК	31,1	14,3	19,1
ПННЖК	23,3	51,4	39,6
ПННЖК / МННЖК	0,75	3,59	2,07
ННЖК / НЖК	1,20	1,93	1,43
ИН	0,78	1,17	0,98
ИНС ₁₈	1,35	1,67	1,57

C_{16:1} – сумма изомеров пальмитолеиновой кислоты; НЖК – сумма насыщенных жирных кислот; ННЖК – сумма ненасыщенных жирных кислот; МННЖК – сумма мононенасыщенных жирных кислот; ПННЖК – сумма полиненасыщенных жирных кислот; ПННЖК / МННЖК – отношение содержания полиненасыщенных жирных кислот к мононенасыщенным жирным кислотам; НЖК/ННЖК – отношение суммы ненасыщенных жирных кислот к сумме насыщенных жирных кислот; ИН – индекс двойной связи; ИНС₁₈ – индекс двойной связи жирных кислот с длиной цепи C₁₈; %ННС₁₈ – процент ненасыщенных жирных кислот с длиной цепи C₁₈.

ных жирных кислот к мононенасыщенным жирным кислотам (ПННЖК / МННЖК) был ниже (2,07) в сравнении с таковым для мицелия, полученного на *B. pendula* (3,59).

Индекс ненасыщенности жирных кислот был меньше 1 и составил 0,98, против аналогичного показателя у мицелия после *B. pendula* – 1,17. Индекс ННЖК с длиной цепи C_{18} был наибольшим для мицелия, выращенного на *B. pendula* (1,67); наименьший показатель был отмечен для плодового тела *I. rheades* (1,35). При всех указанных отличиях в составах ЖК для плодовых тел и мицелия *I. rheades* содержание ННЖК в ряду C_{18} было близким (93,36–93,66%). Полученные результаты свидетельствовали о том, что жирнокислотные профили плодового тела и мицелия *I. rheades* отличались, причем природа субстрата также влияла на содержание отдельных компонентов и групп соединений в мицелии. Известные сведения о составе ЖК плодовых тел рода *Inonotus* указывают на то, что к числу основных компонентов относятся арахидовая (47,9%) и олеиновая кислоты (27,9%) у *I. hispidus*; олеиновая (39,6%), линолевая (35,2%) и пальмитиновая кислоты (11,9%) у *I. radiatus* [18]. Данные о ЖК плодового тела и мицелия *I. rheades* приводятся впервые.

Влияние светового режима на состав жирных кислот мицелия I. rheades. В настоящее время известно о существовании светозависимого характера биосинтеза у грибов для отдельных групп соединений, включая каротиноиды, углеводы, нуклеотиды, аминокислоты, а также ЖК [19]. Известно, что варьирование длины света у *Neurospora crassa* приводило к изменению состава липидов как насыщенного [20], так и ненасыщенного ряда [21], что также было отмечено для *Trichoderma viride* [22]. Следует отметить, что основное число исследований в этой области было выполнено для микромицетов, в связи с чем базидиальные макромицеты, к которым относятся виды *Inonotus*, остаются малоизученными.

По этой причине нами было изучено влияние видимого света с различной длиной волны на состав ЖК мицелия *I. rheades*. Для этого были выбраны четыре «узких» режимов освещения, включая красный (λ_{\max} 625–630 нм), желтый (λ_{\max} 590–595 нм), зеленый (λ_{\max} 525–530 нм) и синий (λ_{\max} 465–470 нм), а также «широкий» режим белый (370–740 нм) и «темновой» режим без доступа света. Рассматривая характер изменений, происходящих с жирными кислотами мицелия *I. rheades* при переходе от коротковолнового (синего) до длинноволнового (красного) света, можно отметить, что наблюдалось снижение содержания НЖК от 40% при синем свете до 37% при зеленом свете, а также повышалось содержание ННЖК от 59,6 до 62,8% (табл. 2).

Изменения качественного состава были незначительными, однако следует отметить исчезновение или следовое содержание гевейкозановой ($C_{21:0}$) и арахидовой кислот ($C_{20:0}$), присутствующих в мицелии, культивируемом в темноте, а также плодном теле *I. rheades*. Пальмитолеиновая кислота ($C_{16:1}$) не была выявлена в мицелии, культивируемом при синем свете. Максимум содержания пальмитиновой кислоты ($C_{16:0}$) приходился на область красного света (29,2%), а стеариновой ($C_{18:0}$) и олеиновой ($C_{18:1 \omega 9}$) – на область синего света. Накопление миристиновой ($C_{14:0}$), пентадекановой ($C_{15:0}$) пальмитолеиновой кислот было наибольшее в образцах мицелия, облучаемого зеленым светом. Применение желтого света способствовало синтезу линолевой ($C_{18:2 \omega 6}$), маргаритиновой ($C_{17:0}$) и *цис*-вакценовой кислот ($C_{18:1 \omega 7}$).

Рассматривая сведения о концентрации жирных кислот с длиной цепи C_{18} , можно отметить «осцилляции» уровней содержания насыщенных ($C_{18:0}$) и ненасыщенных соединений ($C_{18:1 \omega 9}$, $C_{18:1 \omega 7}$, $C_{18:2 \omega 6}$) для различных световых режимов. Причиной данного явления могут быть процессы циклической активации/деактивации или синтеза/деградации десатураз, участвующих в биосинтезе ЖК [23].

Индекс ненасыщенности варьировал от 1,11 при синем свете до 1,16 при зеленом и желтом свете, что повторяло общую картину для индекса ненасыщенности жирных кислот с длиной цепи C_{18} . Содержание ненасыщенных компонентов в ряду C_{18} было близким для зеленой, желтой и красной областей спектра (91,36–91,65), в то время как для синего участка спектра этот показатель был несколько ниже (88,23). Количественные данные для образца мицелия, культивируемого с использованием белого света, носили промежуточный характер.

Таким образом, проведенные исследования показали, что природа субстрата, а также световой режим влияют на жирнокислотный профиль мицелия *I. rheades*. Изменения носят, как правило, количественный характер и касаются в первую очередь показателей содержания основных компонентов. Изучение процессов адаптации базидиомицетов к изменениям субстрата или светового режима позволяет не только пополнить наши знания о физиологии грибов, но и установить дальнейшие биотехнологические перспективы использования тех или иных условий культивирования.

Таблица 2. Состав жирных кислот мицелия *I. rheades*, культивируемого при разных световых режимах, % от общего содержания жирных кислот*

Соединение	Темнота	Синий свет	Зеленый свет	Желтый свет	Красный свет	Белый свет
C _{14:0}	1,3	0,5	1,6	1,2	0,2	1,2
C _{15:0}	2,2	2,2	2,6	2,5	1,9	2,1
C _{16:0}	22,8	26,7	24,9	24,8	29,2	23,5
C _{16:1}	1,6	-	2,5	0,8	1,8	1,2
C _{17:0}	1,6	1,4	1,3	1,6	0,7	1,3
C _{18:0}	3,9	8,0	5,7	5,6	5,6	5,9
C _{18:1 ω9}	7,6	5,2	4,0	4,3	4,5	3,9
C _{18:1 ω7}	5,4	3,3	3,0	3,7	3,3	3,5
C _{18:2 ω6}	46,4	51,1	53,3	53,5	52,0	54,8
C _{20:0}	1,1	-	-	0,8	-	0,6
C _{21:0}	1,8	-	-	-	-	-
C _{22:0}	4,1	1,2	0,9	1,1	0,7	1,1
Σ	99,8	99,6	99,8	99,9	99,9	99,1
НЖК	38,8	40,0	37,0	37,6	38,3	35,7
ННЖК, в т.ч.	61,0	59,6	62,8	62,3	61,6	63,4
МННЖК	14,6	8,5	9,5	8,8	9,6	8,6
ПННЖК	46,4	51,1	53,3	53,5	52,0	54,8
ПННЖК / МННЖК	3,18	6,01	5,61	6,08	5,41	6,37
ННЖК / НЖК	1,57	1,49	1,70	1,66	1,61	1,78
ИН	1,07	1,11	1,16	1,16	1,14	1,18
ИНС ₁₈	1,67	1,64	1,72	1,71	1,71	1,72
%ННС ₁₈	93,84	88,23	91,36	91,65	91,44	91,34

*C_{16:1} – сумма изомеров пальмитолеиновой кислоты; НЖК – сумма насыщенных жирных кислот; ННЖК – сумма ненасыщенных жирных кислот; МННЖК – сумма мононенасыщенных жирных кислот; ПННЖК – сумма полиненасыщенных жирных кислот; ПННЖК / МННЖК – отношение содержания полиненасыщенных жирных кислот к мононенасыщенным жирным кислотам; НЖК/ННЖК – отношение суммы ненасыщенных жирных кислот к сумме насыщенных жирных кислот; ИН – индекс двойной связи; ИНС₁₈ – индекс двойной связи жирных кислот с длиной цепи C₁₈; %ННС₁₈ – процент ненасыщенных жирных кислот с длиной цепи C₁₈.

Выводы

1. Впервые проведено исследование состава жирных кислот мицелия и плодовых тел *I. rheades* и показано присутствие 12 соединений, в том числе доминирующих пальмитиновой, олеиновой и линолевой кислот.

2. Установлено, что изменение природы субстрата и длины волны света при культивировании мицелия *I. rheades* приводит к изменениям жирнокислотного профиля.

Список литературы

- Silva D.D.D., Rapior S., Sudarman E., Stadler M., Xu J., Alias S.A., Hyde K.D. Bioactive metabolites from macrofungi: Ethnopharmacology, biological activities and chemistry // Fungal Div. 2013. Vol. 62. Pp. 1–40.
- Мухин В.А. Биота ксилотрофных базидиомицетов Западно-Сибирской равнины. Екатеринбург, 1993. 231 с.
- Kumagai T. Blue and near ultraviolet reversible photoreaction in conidial development of certain fungi. Blue light syndrome. Berlin: Springer, 1980. P. 260.
- Каневский В.А., Сиваш А.А. Структура солнечного спектра. Механизмы фоторегуляции в биологии. Киев, 1988. 29 с.
- Поединок Н.Л., Ефременкова О.В., Михайлова О.Б., Негрейко А.М. Биосинтетическая активность некоторых высших лекарственных грибов после световых воздействий // Успехи медицинской микологии. 2007. Т. 9. С. 176–178.
- Lee S.R., Joo W.J., Baek Y.U., Kim I., Chay K.O., Cho S.H. Effect of light and reductones on differentiation of *Pleurotus ostreatus* // J. Microbiol. 2011. Vol. 49. Pp. 71–77.
- Mei X.L., Zhao Z., Chen X.D., Wang Q., Hao J., Lan J. Light quality regulation of growth and endogenous IAA metabolism of *Ganoderma lucidum* mycelium // China J. Chin. Mater. Med. 2013. Vol. 38. Pp. 1887–1892.
- Awadh A.N.A., Mothana R.A.A., Lesnau A., Pilgrim H., Lindequist U. Antiviral activity of *Inonotus hispidus* // Fitoterapia. 2003. Vol. 74. Pp. 483–485.
- Lee I.K., Yun B.S. Styrylpyrone-class compounds from medicinal fungi *Phellinus* and *Inonotus* spp., and their medicinal importance // J. Antibiot. 2011. Vol. 64. Pp. 349–359.

10. Lee Y.G., Lee W.M., Kim J.Y., Lee J.Y., Lee I-K., Yun B-S., Rhee M.H., Cho J.Y. Src kinase-targeted anti-inflammatory activity of davallialactone from *Inonotus xeranticus* in lipopolysaccharide-activated RAW264.7 cells // Brit. J. Pharmacol. 2008. Vol. 154. Pp. 852–863.
11. Gornostay T.G., Penzina T.A., Chkhenkeli V.A., Polyakova M.S., Osipenko S.N., Borovskii G.B., Olennikov D.N. Research of antioxidant and antimicrobial activity of water-alcohol extractions of mycotallus and mycelium of *Inonotus rheades* // Basic Clin. Pharm. Toxicol. 2014. Vol. 115. P. 10.
12. Olennikov D.N., Gornostay T.G., Penzina T.A. Rheadinin, a new bis(styrylpyrone) from *Inonotus rheades* mycelium // Chem. Nat. Comp. 2017. Vol. 53. Pp. 535–537.
13. Olennikov D.N., Gornostay T.G., Penzina T.A., Borovskii G.B. Lupane triterpenoids and sterols from *Inonotus rheades* mycelium and its antiglycosidase activity // Chem. Nat. Comp. 2017. Vol. 53. Pp. 841–842.
14. Richardson L.T. A simple culture tube closure method or prevent ion of contamination by air-borne fungi and mites // Phytopathology. 1975. Vol. 65. Pp. 833–834.
15. Bligh E.G., Dyer W.J. A rapid method of total lipid extraction and purification // Can. J. Biochem. Physiol. 1959. Vol. 37. Pp. 911–919.
16. Christie W.W. Preparation of ester derivatives of fatty acids for chromatographic analysis // in Advances in lipid methodology. Ed. W.W. Christie. Oily Press, Dundee. 1993. Pp. 69–111.
17. Lyons J.M., Wheaton T.A., Pratt H.K. Relationship between the physical nature of mitochondrial membranes and chilling sensitivity in plants // Plant Physiol. 1964. Vol. 39. Pp. 262–268.
18. Olennikov D.N., Agafonova S.V., Penzina T.A., Borovskii G.B. Fatty acid composition of fourteen wood-decaying basidiomycete species growing in permafrost conditions // Rec. Nat. Prod. 2014. Vol. 8. Pp. 184–188.
19. Tisch D., Schmoll M. Light regulation of metabolic pathways in fungi // Appl. Microbiol. Biotechnol. 2010. Vol. 85. Pp. 1259–1277.
20. Cote G.G., Brody S. Circadian rhythms in *Neurospora crassa*: a clock mutant, *prd-1*, is altered in membrane fatty acid composition // Biochim. Acta. 1987. Vol. 904. Pp. 131–139.
21. Brody S., Martins S.A. Circadian rhythms in *Neurospora crassa*: effects of unsaturated fatty acids // J. Bacteriol. 1979. Vol. 137. Pp. 912–915.
22. Betina V., Coman V. Changes in the lipid composition during the photo-induced conidiation of *Trichoderma viride* // Folia Microbiol. 1980. Vol. 25. Pp. 295–300.
23. Roeder P.E., Sargent M.L., Brody S. Circadian rhythms in *Neurospora crassa*: oscillation in fatty acids // Biochemistry. 1982. Vol. 21. Pp. 4909–4916.

Поступило в редакцию 14 июля 2017 г.

После переработки 5 октября 2017 г.

Gornostay T.G.¹, Polyakova M.S.¹, Borovskii G.B.¹, Olennikov D.N.^{2*} LIPIDS OF *INONOTUS RHEADES* (HYMENOSCHAETACEAE): INFLUENCE OF SUBSTRATE AND LIGHT MODE ON FATTY ACID PROFILE OF MYCELIUM

¹Siberian Institute of Plant Physiology and Biochemistry, Siberian Branch, Russian Academy of Science, 132 Lermontova Street, Irkutsk, 664033 (Russia), e-mail: t.g.gornostay@yandex.ru

²Institute of General and Experimental Biology, Siberian Branch, Russian Academy of Science, 6 Sakh'yanovoy Street, Ulan-Ude, 670047 (Russia), e-mail: olennikovdn@mail.ru

Controlled regulation of biosynthesis in higher fungi is currently an intensively developing field of the modern biotechnological industry. A promising object of such studies is the mycelial culture of *Inonotus rheades* (Pers.) P. Karst. Family Hymenochaetaceae has some biological activities that were previously shown by us. For the present study, the composition of fatty acids of *I. rheades* mycelium was firstly studied and 12 compounds including the dominant linoleic (C_{18:2 ω6}) and palmitic acids (C_{16:0}) were detected. It was found that the application of various substrates for the cultivation of *I. rheades* mycelium leads to changes in the quantitative composition of fatty acids. The use of *Populus tremula* wood resulted to an increase in the content of unsaturated fatty acids and decreasing of the concentration of unsaturated fatty acids comparing with mycelium grown on *Betula pendula* wood. The effect of the light mode on the fatty acid profile of *I. rheades* mycelium was characterized by a complex of changes in the chemical composition of lipids. Depending on the wavelength of the light used, both qualitative and quantitative changes were observed. The results of this studies showed that the substrate and the light mode affect on the composition of the fatty acids of *I. rheades* mycelium.

Keywords: *Inonotus rheades*, Hymenochaetaceae, fatty acid, GC/MS, substrate, light wavelength.

References

1. Silva D.D.D., Rapior S., Sudarman E., Stadler M., Xu J., Alias S.A., Hyde K.D., *Fungal Div.*, 2013, vol. 62, pp. 1–40.
2. Mukhin V.A. *Biota ksilotrofnyykh bazidiomisetov Zapadno-Sibirskoi ravniny* [Biota of xylotrophic basidiomycetes of the West Siberian Plain]. Yekaterinburg, 1993, 231 p. (in Russ.).
3. Kumagai T. Blue and near ultraviolet reversible photoreaction in conidial development of certain fungi. Blue light syndrome. Berlin: Springer, 1980. P. 260.
4. Kanevskii V.A., Syvash A.A. *Struktura solnechnogo spektra. Mekhanizmy fotoregulatsii v biologii*. [Structures of sun spectrum. The mechanisms of photoregulation in biology]. Kiev, 1988. 29 p. (in Russ.).
5. Poedinok N.L., Efremenkova O.V., Mikhailova O.B., Negreiko A.M., *Ushekhi Med. Micol.*, 2007, vol. 9, pp. 176–178. (in Russ.).
6. Lee S.R., Joo W.J., Baek Y.U., Kim I., Chay K.O., Cho S.H., *J. Microbiol.*, 2011, vol. 49, pp. 71–77.
7. Mei X.L., Zhao Z., Chen X.D., Wang Q., Hao J., Lan J., *China J. Chin. Mater. Med.*, 2013, vol. 38, pp. 1887–1892.
8. Awadh A.N.A., Mothana R.A.A., Lesnau A., Pilgrim H., Lindequist U., *Fitoterapia*, 2003, vol. 74, pp. 483–485.
9. Lee I.K., Yun B.S., *J. Antibiot.*, 2011, vol. 64, pp. 349–359.
10. Lee Y.G., Lee W.M., Kim J.Y., Lee J.Y., Lee I.K., Yun B-S., Rhee M.H., Cho J.Y., *Brit. J. Pharmacol.*, 2008, vol. 154, pp. 852–863.
11. Gornostay T.G., Penzina T.A., Chkhenkeli V.A., Polyakova M.S., Osipenko S.N., Borovskii G.B., Olennikov D.N., *Basic Clin. Pharm. Toxicol.*, 2014, vol. 115, p. 10.
12. Olennikov D.N., Gornostay T.G., Penzina T.A., *Chem. Nat. Comp.*, 2017, vol. 53, pp. 535–537.
13. Olennikov D.N., Gornostay T.G., Penzina T.A., Borovskii G.B., *Chem. Nat. Comp.*, 2017, vol. 53, pp. 841–842.
14. Richardson L.T., *Phytopathology*, 1975, vol. 65, pp. 833–834.
15. Bligh E.G., Dyer W.J., *Can. J. Biochem. Physiol.*, 1959, vol. 37, pp. 911–919.
16. Christie W.W. in *Advances in lipid methodology*. Ed. W.W. Christie. Oily Press, Dundee, 1993, pp. 69–111.
17. Lyons J.M., Wheaton T.A., Pratt H.K., *Plant Physiol.*, 1964, vol. 39, pp. 262–268.
18. Olennikov D.N., Agafonova S.V., Penzina T.A., Borovskii G.B., *Rec. Nat. Prod.*, 2014, vol. 8, pp. 184–188.
19. Tisch D., Schmoll M., *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 2010, vol. 85, pp. 1259–1277.
20. Cote G.G., Brody S., *Biochim. Acta*, 1987, vol. 904, pp. 131–139.
21. Brody S., Martins S.A., *J. Bacteriol.*, 1979, vol. 137, pp. 912–915.
22. Betina V., Coman V., *Folia Microbiol.*, 1980, vol. 25, pp. 295–300.
23. Roeder P.E., Sargent M.L., Brody S., *Biochemistry*, 1982, vol. 21, pp. 4909–4916.

Received September 5, 2017

Revised January 16, 2018

* Corresponding author.

