

## Липидный состав мышц и печени симпатрических сиговых рыб (*Coregonus* sp.) озера Байкал в идентичных условиях эксперимента

О. Б. ВАСИЛЬЕВА<sup>1</sup>, Л. В. СУХАНОВА<sup>2</sup>, О. Ю. ГЛЫЗИНА<sup>2</sup>, Ю. П. САПОЖНИКОВА<sup>2</sup>,  
В. М. ЯХНЕНКО<sup>2</sup>, П. О. РИПАТТИ<sup>1</sup>, М. А. НАЗАРОВА<sup>3</sup>, Н. Н. НЕМОВА<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Институт биологии КарНЦ РАН  
185910, Петрозаводск, ул. Пушкинская, 11  
E-mail: vasil@krc.karelia.ru

<sup>2</sup> Лимнологический институт СО РАН  
664033, Иркутск, ул. Улан-Баторская, 3  
E-mail: glyzina@lin.irk.ru

<sup>3</sup> Вологодский государственный университет  
160035, Вологда, ул. Ленина, 15

Статья поступила 20.06.2015

Принята к печати 13.07.2015

### АННОТАЦИЯ

Впервые проведен сравнительный анализ содержания общих липидов, общих фосфолипидов и жирных кислот общих липидов в мышцах и печени симпатрических сиговых рыб оз. Байкал, содержащихся в идентичных условиях эксперимента, начиная с ранних этапов онтогенеза. Исследованы активный мигрант пелагиали озера байкальский омуль *Coregonus migratorius* (Georgi, 1775) и озерный сиг *C. baicalensis* Dybowski, 1874, населяющий донные биотопы, соответствующие биотопам прибрежной и надсклоновой пелагиали.

В составе общих липидов в тканях всех исследованных рыб доминировали структурные липиды – фосфолипиды и холестерин. Показано значительное преобладание запасных липидов в мышцах омуля по сравнению с сигом. Наибольшая вариабельность жирнокислотного состава показана в мышцах сиговых рыб. Установлены достоверные различия в содержании физиологически значимых ω3-полиненасыщенных жирных кислот в мышцах сига и омуля. Полученные данные расширяют представления о механизмах адаптации состава липидов сиговых рыб к изменениям среды обитания. Обсуждается взаимосвязь между различиями в составе липидов в мышцах исследованных рыб и принадлежностью их к определенному экотипу.

**Ключевые слова:** симпатрические сиговые рыбы, оз. Байкал, липиды, жирные кислоты.

Известно, что уровень адаптивных возможностей организма рыб, от которого зависит выживаемость и успешное воспроизводство популяции, во многом определяется биохимическими особенностями трансформации и накопления различных метаболитов,

поскольку именно данные компоненты в первую очередь реагируют на изменения условий среды [Немова, Высоцкая, 2004; Tocher et al., 2008; Васильева и др., 2011]. Липиды, благодаря своей структурной гетерогенности, относятся к наиболее информативным показателям, играющим важную роль в развитии адаптивных реакций рыб за счет многообразия строения и выполняемых функций [Крепс, 1979; Hochachka, Somero, 2002].

Байкальские омуль *Coregonus migratorius* и озерный сиг *C. baicalensis* разошлись от общего предка (вероятно, после последнего Сартанского оледенения, около 34–10 тыс. лет назад) в результате послеледниковой симпатрической дивергенции на пелагический и придонный экотипы [Sukhanova et al., 2012]. Байкальский омуль – активный мигрант, населяет богатые пищей пелагические зоны озера до глубин 350–400 м: эпипелагиаль, придонные слои надсклоновой пелагиали и прибрежно-пелагические районы. Его отличительные черты – конечный рот, большое число жаберных тычинок (37–55) и форма тела типичного пелагического планктофага. На нерест омуль мигрирует в притоки озера с сентября по ноябрь [Смирнов, Шумилов, 1974]. Байкальский озерный сиг населяет донные биоценозы прибрежья и материкового склона до глубин 200 м, сформированные в границах пелагических водных масс. Для питания сиг использует совокупность организмов в донных биотопах, соответствующих биотопам прибрежной и надсклоновой пелагиали [Смирнов и др., 2009]. Сиг имеет нижний или полунижний рот, небольшое число жаберных тычинок (22–33); до трех лет питается веслоногими ракообразными, а во взрослом состоянии зообентосом, насекомыми и рыбой. Сиг, в отличие от омуля, нерес-

тится в проливах, заливах и на мелководьях озера в ноябре – феврале.

Несмотря на достаточно полное описание популяционной структуры байкальских сиговых рыб, видовых особенностей и специфики их образа жизни и питания, степень изученности физиолого-биохимических характеристик байкальских омуля и сига крайне низка [Глызина и др., 2010; Grahl-Nielsen et al., 2011].

В данной работе проведен сравнительный анализ липидных компонентов в печени и белых мышцах байкальских омуля и озерного сига, выращенных из искусственно оплодотворенной икры в одинаковых условиях аквариального комплекса с целью выявления взаимосвязи между различиями в составе липидов в тканях исследованных рыб и принадлежности к определенному экотипу.

#### МАТЕРИАЛ И МЕТОДЫ

**Оплодотворение и инкубация икры, выращивание рыб.** Экспедиционные работы по отлову озерного сига маломорской популяции и искусственному оплодотворению икры проводились в проливе Малое Море оз. Байкал в декабре 2012 г. Рыбы отловлены на путях нерестовых миграций с помощью разноячейных порядков жаберных сетей и отнесены к определенному виду, исходя из наличия характерных диагностических признаков. Отловленные особи имели полунижний рот, количество тычинок на первой жаберной дуге варьировало от 26 до 28 (рис. 1). Средняя длина тела до развилки хвоста и масса озерного сига, использованного в искусственном оплодотворении, составила  $494 \pm 12$  см и  $1500 \pm 138$  г соответственно.



Рис. 1. Озерный сиг *Coregonus Baicalensis*

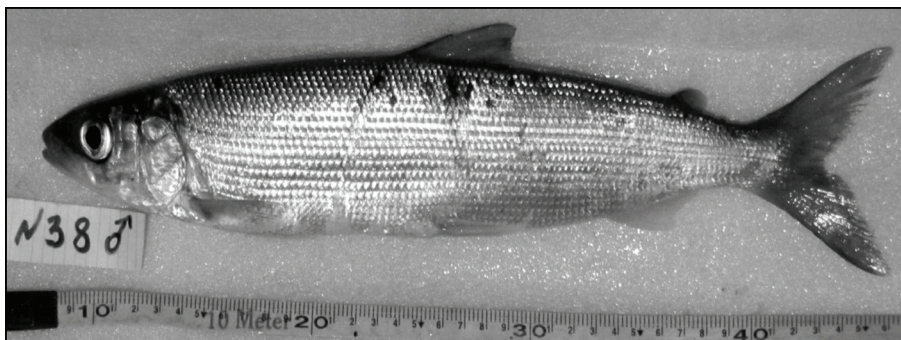


Рис. 2. Байкальский омуль *Coregonus migratorius*

Искусственно оплодотворенную икру байкальского омуля посольской популяции получали от особей, зашедших на нерест в р. Култучная (приток Посольского сора оз. Байкал) и перевезенных в садковую базу Большереченского рыбоводного завода. Используемые в искусственном оплодотворении особи имели конечный рот, количество тычинок на первой жаберной дуге варьировало от 35 до 45 (рис. 2). Средняя длина тела до развилки хвоста и масса рыб, использованных в искусственном оплодотворении, составили  $359 \pm 2$  см и  $516 \pm 13$  г соответственно.

Эксперименты по искусственному оплодотворению и инкубации икры байкальских сиговых проводились на основе многолетнего опыта по сбору и хранению икры, искусственному выращиванию сиговых рыб, ряду экспериментальных работ, физиолого-эмбриологических исследований и литературных данных, характеризующих условия нереста сиговых рыб, а также морфологических и физиологических показателей развития икры.

“Текущие” особи отбирались для получения искусственно оплодотворенной гибридной и негибридной икры. Икра и молоки сцеживались у живых рыб и после процедуры искусственного оплодотворения транспортировались в Центр коллективного пользования “Пресноводный аквариумный комплекс” (ПАК) [Глызина и др., 2012] Лимнологического института СО РАН и Байкальского музея ИНЦ СО РАН, где в проточной байкальской воде осуществлялась инкубация икры до выклева личинок (апрель – май 2013 г.) и дальнейшее выращивание потомства. Икра инкубировалась в специально оборудованной системе уменьшенных копий аппаратов Вей-

са, куда вода температуры 4–6 °С подавалась снизу под давлением, обеспечивая взвешенное состояние и постоянное перемешивание икры и одинаковые условия развития. Погибшая икра и эмбрионы ежедневно удалялись. После выклева личинки переносились в аквариумы (50 × 25 × 30 см) и вскармливались науплиями артемий с добавлением коммерческого корма для рыб (AllerFuturaEX производства компании “AllerAqua”). Температура 6 °С поддерживалась 4 нед. Затем личинки переносились в аквариумы 60 × 50 × 80 см, где температура в течение 4 нед. повышалась до 10 °С и далее поддерживалась на этом уровне. В это же время (т. е. через 8 нед. после выклева) молодь полностью переводилась на коммерческий корм.

**Отбор проб и анализ.** Молодь рыб отобрана для биохимического анализа в возрасте около 16 нед. (середина августа 2013 г.), когда она достигла веса около 5 г и приобрела общее морфологическое сходство с родителями. У помещенных на лед особей отбирались образцы белых мышц и печени. Проанализировано по 15 образцов печени и мышц у сига и омуля.

В тканях рыб изучали следующие параметры липидного статуса: общие липиды, общие фосфолипиды, триацилглицерины, холестерин, эфиры холестерина; индивидуальные ФЛ – фосфатидилинозитол (ФИ), фосфатидилсерин (ФС), фосфатидилхолин (ФХ), фосфатидилэтаноламин, сфингомиелин, лизофосфатидилхолин; жирные кислоты общих липидов: насыщенные, мононенасыщенные и полиненасыщенные жирные кислоты.

Пробы тканей фиксировали смесью Фолча (хлороформ : метанол в соотношении 2 : 1

по объему). Экстракцию липидов из зафиксированного материала осуществляли по методу Фолча [Folch et al., 1957]. Разделение общих липидов проводили методом тонкослойной хроматографии восходящим способом в системе растворителей петролейный эфир : диэтиловый эфир : уксусная кислота (в соотношении 90 : 10 : 1 по объему) при комнатной температуре [Шталь, 1965]. Концентрацию исследуемых параметров определяли спектрофотометрическими методами [Сидоров и др., 1972; Engelbrecht et al., 1974]. Анализ отдельных фракций фосфолипидов проведен с помощью высокоэффективной жидкостной хроматографии (ВЭЖХ) в изократическом режиме на жидкостном хроматографе “Стайер” (“Аквилон”, Россия). Фракционирование производилось в стальной колонке (250 × 4 мм), заполненной сорбентом Nucleosil 100-7 (“Элсико”, Россия). Подвижная фаза (элюент) состояла из смеси растворителей – ацетонитрил : гексан : метанол : фосфорная кислота (918 : 30 : 30 : 17,5 по объему). Скорость потока элюента – 1 мл/мин. Детектором служил УФ-спектрофотометр с длиной волны 206 нм. Обработка хроматограмм проводилась с помощью компьютерной программы “Мультихром-Аналитик, v. 1.5”. Для идентификации отдельных фракций фосфолипидов использованы стандарты: смесь фосфолипидов для ВЭЖХ (“Supelco”), стандартные растворы ФС, СФМ, ФИ и лизофосфатидилинозитола (“Sigma”). Для жирнокислотного анализа выделенные липиды подвергали прямому метилированию [Цыганов, 1971]. Полученные метиловые эфиры жирных кислот разделяли на хроматографе “Хроматэк Кристалл-5000.1” (Россия) с пламенно-ионизационным детектором, с колонками Zebron ZB-FFAP (внутренний диаметр 0,32 мм и длина 50 м). В качестве подвижной фазы служил азот, скорость потока газа – 50 мл/мин. Режим разделения – изотермический при температуре термостата колонок  $210 \pm 1$  °С, детектора –  $250 \pm 2$  °С и испарителя –  $240 \pm 2$  °С. Пробу с метиловыми эфирами жирных кислот (10 мкл) микрошприцем вводили в хроматограф. При описанных выше условиях метиловые эфиры жирных кислот делились в соответствии с числом углеродных атомов и двойных связей. Идентификация и количественный анализ метиловых эфиров жирных кислот про-

водились путем расчета эквивалента длины цепи (ЭДЦ) и сравнения его с табличными данными [Jamieson, 1975], а также с использованием стандартных растворов метиловых эфиров жирных кислот (“Supelco”) при помощи компьютерной программы по обработке хроматограмм “Хроматэк Аналитик”.

Исследования выполнены с использованием Центра коллективного пользования научным оборудованием ИБ КарНЦ РАН.

**Анализ данных.** Статистическую обработку данных проводили методом вариационной статистики [Елисеева, 2007]. Полученные данные представлены в виде средних значений. Сравнение двух выборок проводили при помощи критерия Стьюдента, различия считались статистически значимыми при  $p \leq 0,05$ .

## РЕЗУЛЬТАТЫ И ИХ ОБСУЖДЕНИЕ

В результате проведенных исследований установлено качественное соответствие липидного состава во всех изученных образцах тканей байкальских сиговых рыб, однако уровень данных соединений варьировал.

Показано значительное преобладание общих липидов в мышцах омуля по сравнению с сигом, при этом данные различия обусловлены более высоким уровнем как запасных липидов, так и структурных (табл. 1). Наиболее выражена разница в концентрации триацилглицеринов (ТАГ): их содержание в мышцах омуля более чем в 10 раз превышает таковое у сига. Следует отметить, что у сиговых рыб мышцы относятся к депонирующим липиды тканям [Corraze et al., 1999; Gümüş, İkiz, 2009], и установленные видовые различия в аккумуляции основных энергетических компонентов клетки могут быть связаны с особенностями экологии рыб. Омюлю как активному мигранту, обитающему в открытой пелагиали озера и придонных слоях подводного склона на значительно более низких глубинах, чем сиг, требуется более высокий уровень ТАГ для поддержания нормальной жизнедеятельности организма при высокой двигательной активности в условиях низких температур.

Несмотря на количественные различия в содержании общих фосфолипидов в мышцах у двух видов сиговых рыб, концентрация

Т а б л и ц а 1

## Содержание липидных компонентов в тканях сига и омуля, % сухой массы

Показатель	Мышцы		Печень	
	сиг	омуль	сиг	омуль
Общие липиды	5,49	8,77*	18,80	19,42
Общие фосфолипиды	3,94	5,17*	14,27	15,61
Холестерин	0,88	1,3*	3,79	3,02
Триацилглицерины	0,27	3,57*	0,34	0,27
Эфиры холестерина	0,28	0,82*	0,40	0,52
Фосфатидилхолин	2,48	2,74	9,05	9,66
Фосфатидилэтаноламин	1,19	1,28	4,37	4,1
Фосфатидилсерин	0,12	0,14	0,43	0,37
Фосфатидилинозитол	0,06	0,23*	0,12	0,15
Сфингомиелин	0,05	0,67*	0,25	0,88*
Лизофосфатидилхолин	0,02	0,01	0,01	0,02

\*Различия достоверны при сравнении липидных показателей тканей сига и омуля, при  $p \leq 0,05$ ;  $n = 15$ .

мажорных фосфолипидов (фосфатидилхолина и фосфатидилэтаноламина) не отличалась (см. табл. 1). Достоверные различия показаны только в содержании минорных фосфолипидов – фосфатидилинозитола (ФИ) и сфингомиелина (СФМ). ФИ в органах и тканях рыб содержится в следовых количествах, однако играет важную роль, являясь предшественником эйкозаноидов и других биологически активных веществ, способных регулировать метаболические процессы в клетке [Bell et al., 2006]. Интересно отметить, что уровень СФМ значительно преобладал не только в мышцах, но и в печени омуля по сравнению с сигом (см. табл. 1). Возможно, данные различия связаны с разным уровнем ассимиляции СФМ у сига и омуля, поскольку, согласно некоторым литературным источникам, СФМ поступает в организм рыб исключительно в составе пищи [Tocher, 2003].

Сравнительный анализ содержания компонентов общих липидов и фосфолипидов в печени рыб достоверных различий не выявил (см. табл. 1). Значительную долю липидов в печени, как и в мышцах рыб, составляют структурные липиды – фосфолипиды и холестерин.

Наибольшая вариабельность изученных показателей в тканях байкальских сиговых рыб установлена для жирнокислотного состава общих липидов.

Содержание насыщенных кислот в тканях рыб составляло около 30 % от суммы жирных кислот и достоверно не различалось (табл. 2). Показано значительное преобладание доли мононенасыщенных жирных кислот (МНЖК) в мышцах омуля по сравнению с сигом. Известно, что именно МНЖК в основном включаются в триацилглицерины, в составе которых депонируются в мышцах рыб [Jobling et al., 2008; Brown et al., 2010]. В печени рыб различий в содержании МНЖК не выявлено.

Полиненасыщенные жирные кислоты (ПНЖК) представлены различными семействами –  $\omega 3$ ,  $\omega 6$ ,  $\omega 9$ , доля которых варьировала как в мышцах, так и в печени рыб (см. табл. 2). Установлен более низкий уровень ПНЖК в мышцах у омуля, чем у сига. Однако содержание основных незаменимых жирных кислот – линолевой (18:2 $\omega 6$ ) и линоленовой (18:3 $\omega 3$ ) кислот оказалось выше у омуля. Линолевая и линоленовая жирные кислоты у рыб не синтезируются и поступают в организм только в составе пищи [Tocher, 2003]. Уровень линолевой и линоленовой кислот в тканях рыб имеет крайне важное значение, поскольку данные кислоты служат исходными субстратами для образования физиологически значимых длинноцепочечных ( $C \geq 20$ ) ПНЖК при недостаточном поступлении их в составе пищи [Torstensen, 2000; Zheng et al., 2009].

## Содержание некоторых жирных кислот в тканях сига и омуля, % суммы ЖК

Показатель	Мышцы		Печень	
	сиг	омуль	сиг	омуль
14:0	1,68	2,16*	1,12	1,3
16:0	18,08	17,67	22,58	22,02
18:0	4,99	4,58	6,19	4,79*
20:0	0,83	0,44*	0,61	0,39
Сумма насыщенных ЖК	28,23	27,07	32,38	29,94
16:1 $\omega$ 7	2,72	5,48*	1,72	2,73*
18:1 $\omega$ 9	12,13	16,58*	10,6	10,92
18:1 $\omega$ 7	4,23	5,37*	3,11	3,28
20:1 $\omega$ 9	0,69	0,94*	0,29	0,3
22:1 $\omega$ 11	0,15	0,54*	0,19	0,34*
22:1 $\omega$ 9	0,64	0,30*	0,21	0,14
Сумма мононенасыщенных ЖК	25,72	31,28*	17,9	19,11
18:2 $\omega$ 9	0,56	0,23*	0,06	0,32*
20:2 $\omega$ 9	0,53	0,35	0,05	0,14
22:3 $\omega$ 9	0,87	0,18*	0,15	1,09*
Сумма $\omega$ 9-полиненасыщенных ЖК	2,34	1,48*	1,02	2,31*
18:2 $\omega$ 6	3,15	4,89*	3,55	3,92
20:2 $\omega$ 6	0,64	0,47	0,24	0,31
20:3 $\omega$ 6	0,4	0,47	0,16	0,5*
20:4 $\omega$ 6	2,32	1,67*	4,11	2,13*
22:3 $\omega$ 6	1,92	0,28*	1,08	0,09*
Сумма $\omega$ 6-полиненасыщенных ЖК	10,88	9,31	11,74	9,06*
18:3 $\omega$ 3	4,9	7,37*	2,93	2,74
20:4 $\omega$ 3	0,69	0,71	0,71	0,5
20:5 $\omega$ 3	8,14	5,32*	6,86	7,11
22:5 $\omega$ 3	1,89	1,6	2,02	1,72*
22:6 $\omega$ 3	14,59	9,18*	22,67	22,95
Сумма $\omega$ 3-полиненасыщенных ЖК	32,83	30,86	36,96	39,59
Сумма полиненасыщенных ЖК	46,0	42,66*	49,72	50,96
$\omega$ 6 ПНЖК / $\omega$ 3 ПНЖК	0,34	0,31	0,33	0,24

\*Различия достоверны при сравнении липидных показателей тканей сига и омуля, при  $p \leq 0,05$ ;  $n = 15$ .

К физиологически значимым ПНЖК относятся эйкозапентаеновая (20:5 $\omega$ 3), докозагексаеновая (22:6 $\omega$ 3) и арахидоновая (20:4 $\omega$ 6) кислоты, которые необходимы для нормального развития и функционирования органов и тканей рыб [Watanabe, 1982]. Они также являются предшественниками многих биологически активных веществ, в том числе эйкозаноидов [Bell et al., 2010]. Интересно отметить, что доля данных кислот в мышцах сига значительно выше, чем у омуля, особенно жирных кислот, которые относятся к  $\omega$ 3-семейству ПНЖК (см. табл. 2).

По сравнению с мышечной тканью, жирнокислотный состав печени сига и омуля имел большее сходство (см. табл. 2). Отсутствие выраженных различий как в содержании жирных кислот, так и в концентрации общих липидов и фосфолипидов в печени у сига и омуля, возможно, объясняется высокой метаболической активностью данного органа. В печени у сиговых рыб осуществляется синтез липидов *de novo*, а также протекают обменные процессы эндогенных и экзогенных липидов [McKinley, Hazel, 2002].

## ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В ходе работы установлен одинаковый качественный состав липидных компонентов в тканях омуля и сига при различном их количественном соотношении. Уровень общих липидов, фосфолипидов и жирных кислот общих липидов носит тканеспецифичный характер и зависит от экологии вида рыб.

Известно, что содержание липидов в тканях рыб определяется составом корма, а также зависит от многих факторов, особенно от условий обитания, стадии развития организма, физиологического состояния и т. д. [Крепс, 1979; Hochachka, Somero, 2002; Sideleva, Kozlova, 2010; Grahl-Nielsen et al., 2011]. Кроме того, липидные профили отражают таксономическую принадлежность [Grahl-Nielsen et al., 2011; Cadrin et al., 2013]. Таким образом, биохимический анализ тканей организмов, выращенных в практически идентичных условиях лабораторного эксперимента, выявляет различия в интенсивности их метаболизма, которые, вероятно, обусловлены особенностями генотипа изученных рыб. Необходимы дальнейшие исследования липидного состава тканей байкальских сиговых рыб в природе и эксперименте, которые позволят получить новую информацию о механизмах поддержания биологического разнообразия в определенных условиях окружающей среды.

Финансовое обеспечение исследований осуществлялось из средств федерального бюджета на выполнение государственного задания № 0221-2014-0003, в рамках фундаментальных научных исследований № VI.51.10, VI.50.1 и при финансовой поддержке гранта Президента РФ НШ-1410.2014.4 № г.р. 140121103350, программы СО РАН Виварии, коллекции клеточных культур, уникальных штаммов бактерий, микроорганизмов, коллекции растений, проектов РФФИ № 14-04-00838 А, 14-04-00527 А, № 14-34-50317 мол\_нр.

## ЛИТЕРАТУРА

- Васильева О. Б., Назарова М. А., Немова Н. Н. Влияние техногенных стоков Костомукшского ГОКа на некоторые липидные показатели тканей сигов *Coregonus lavaretus* L. // Современное состояние биоресурсов внутренних водоемов: мат-лы докл. I Всерос. конф. с междунар. участием, Борок, 12–16 сентября 2011 г. М.: АКВАРОС, 2011. Т. 1. С. 108–112.
- Глызина О. Ю., Дзюба Е. В., Смирнова-Залуми Н. С., Башарина Т. Н., Смирнов В. А., Глызин А. В. Спектр жирных кислот различных морфологических групп байкальского омуля *Coregonus autumnalis migratorius* (Georgi, 1775) // Химия в интересах устойчивого развития. 2010. № 18. С. 139–144.
- Глызина О. Ю., Глызин А. В., Суханова Л. В., Тягун М. Л., Сапожникова Ю. Л., Белых О. И., Дзюба Е. В., Зайцева А. Н., Куликов В. А., Беломестных Т. В. Холодноводный пресноводный аквариумный комплекс как основа для научных исследований // Вода: химия и экология. 2012. Т. 12. С. 78–86.
- Елисеева И. И. Статистика. М.: Высш. обр., 2007. 566 с.
- Крепс Е. М. Клеточные липиды и их роль в адаптации водных организмов к условиям существования // Физиология и биохимия морских и пресноводных животных. Л.: Наука, 1979. С. 3–21.
- Немова Н. Н., Высоцкая Р. У. Биохимическая индикация состояния рыб. М.: Наука, 2004. 215 с.
- Сидоров В. С., Лизенко Е. И., Болгова О. М., Нефедова З. А. Липиды рыб. 1. Методы анализа. Тканевая специфичность ряпушки *Coregonus albula* L. // Лососевые (Salmonidae) Карелии. Петрозаводск: Карел. фил. АН СССР, 1972. С. 152–163.
- Смирнов В. В., Смирнова-Залуми Н. С., Суханова Л. В. Микроэволюция байкальского омуля: *Coregonus autumnalis migratorius* (Georgi) / под ред. В. Н. Большакова. Новосибирск: Изд-во СО РАН, 2009. 246 с.
- Смирнов В. В., Шумилов И. П. Омули Байкала / под ред. Г. И. Галазий, Б. К. Москаленко. Новосибирск: Наука. Сиб. отд-ние, 1974. 160 с.
- Цыганов Э. П. Метод прямого метилирования липидов после ТСХ без элюирования с силикагеля // Лабораторное дело. 1971. № 8. С. 490–493.
- Шталь Э. Хроматография в тонких слоях. М.: Мир, 1965. 508 с.
- Bell J. G., Strachan F., Good J. E., Tocher D. R. Effect of dietary echium oil on growth, fatty acid composition and metabolism, gill prostaglandin production and macrophage activity in Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) // Aquacult. Res. 2006. V. 37. P. 606–617.
- Bell J. G., Pratoomyot J., Strachan F., Henderson R. J., Fontanillas R., Hebard A., Guy D. R. Growth, flesh adiposity and fatty acid composition of Atlantic salmon (*Salmo salar*) families with contrasting flesh adiposity: Effects of replacement of dietary fish oil with vegetable oils // Aquaculture. 2010. N 306. P. 225–232.
- Brown T. D., Francis D. S., Turchini G. M. Can dietary lipid source circadian alternation improve  $\omega 3$  deposition in rainbow trout? // Ibid. 2010. Vol. 300, N 1–4. P. 148–155.
- Cadrin S. X., Kerr L.A., Mariani S. Fatty acid profiles as natural marks for stock identification // Stock Identification Methods: Applications in Fishery Science. San Diego, USA, 2013. P. 235–255.
- Corraze G., Larroquet L., Médale F. Nutritional control of lipid deposition in rainbow trout: effect of rearing temperature // INRA Prod. Anim. 1999. N 12. P. 249–256.
- Engelbrecht F. M., Mari F., Anderson J. T. Cholesterol determination in serum. A rapid direction method // Med. Journ. 1974. Vol. 48, N 7. P. 250–356.
- Folch J., Lees M., Stanley G. H. S. A simple method for the isolation and purification of total lipides from

- animal tissues // J. Biol. Chem. 1957. Vol. 226. P. 497–509.
- Grahl-Nielsen O., Averina E., Pronin N., Radnaeva L., Käkälä R. Fatty acid profiles in different fish species in Lake Baikal Fatty acid profiles in different fish species in Lake Baikal // Aquatic Biol. 2011. N 13. doi:10.3354/ab00355.
- Gümüş E., İkiz R., Effect of dietary levels of lipid and carbohydrate on growth performance, chemical contents and digestibility in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792 // Pakistan Vet. Journ. 2009. Vol. 29. P. 59–63.
- Hochachka P. W., Somero G. N. Biochemical Adaptation. Oxford: University Press, US, 2002. 478 p.
- Jamieson G. R. GLS-identification techniques for longchain unsaturated fatty acids // J. Chromatogr. Sci. 1975. Vol. 13, N 10. P.491–497.
- Jobling M., Leknes O., Sæther B.S., Bendiksen E. A. Lipid and fatty acid dynamics in Atlantic cod, *Gadus morhua*, tissues: Influence of dietary lipid concentrations and feed oil sources // Aquaculture. 2008. Vol. 281, N 1–4. P. 87–94.
- McKinley S. J., Hazel J. R. Does membrane fluidity contribute to thermal compensation of beta-adrenergic signal transduction in isolated trout hepatocytes? // J. Exp. Biol. 2002. Vol. 203. P. 631–640.
- Sideleva V. G., Kozlova T. A. The comparative study of endemic cottoid fishes (Cottidae, Comephoridae) and their adaptation to pelagic habitat in Lake Baikal // Proc. of the Zoological Institute of the Rus. Academy of Sci. 2010. Vol. 314. P. 433–447.
- Sukhanova L. V., Smirnov V. V., Smirnova-Zalumi N. S., Belomestnykh T. V., Kirilchik S. V. Molecular Phyllogeography of Lake Baikal Coregonid Fishes Schweizerbart. Stuttgart, German, 2012.
- Tocher D. R. Metabolism and Functions of Lipids and Fatty Acids in Teleost Fish // Rev. in Fisheries Sci. 2003. Vol. 11, N 2. P. 107–184.
- Tocher D. R., Bendiksen E. Å., Campbell P. J., Bell J. G. The role of phospholipids in nutrition and metabolism of teleost fish // Aquaculture. 2008. Vol. 280. P. 21–34.
- Torstensen B. E. Transport and metabolism of lipids in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. Dep. Fisheries and Marine Biology. Bergen: University of Bergen, 2000. 43 p.
- Watanabe T. Lipid nutrition in fish // Comp. Biochem. Physiol. 1982. Vol. 73. P. 315.
- Zheng X., Ding Z., Xu Y., Monroig O., Morais S., Tocher D. R. Physiological roles of fatty acyl desaturases and elongases in marine fish: Characterisation of cDNAs of fatty acyl  $\Delta 6$  desaturase and elov15 elongase of cobia (*Rachycentron canadum*) // Aquaculture. 2009. P. 122–131.

## Lipid Composition in Muscle and Liver of Sympatric Coregonid Fishes from Lake Baikal (*Coregonus* spp.) under Common Garden Experiment

O. B. VASIL'eva<sup>1</sup>, L. V. SUKHANOVA<sup>2</sup>, O. Yu. GLYZINA<sup>2</sup>, Yu. P. SAPOZHNIKOVA<sup>2</sup>, V. M. YAKHNENKO<sup>2</sup>, P. O. RIPATTI<sup>1</sup>, M. A. NAZAROVA<sup>3</sup>, N. N. NEMOVA<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Institute of Biology, Karelian Scientific Centre, RAS  
185910, Petrozavodsk, Pushkinskaya str., 11  
E-mail: vasil@krc.karelia.ru

<sup>2</sup> Limnological Institute, SB RAS  
664033, Irkutsk, Ulan-Batorskaya str., 3  
E-mail: lsukhanova@lin.irk.ru

<sup>3</sup> Vologda State University  
160035, Vologda, Lenina str., 15

The content of total lipids, total phospholipids and fatty acids of total lipids in muscles and liver of juvenile Lake Baikal sympatric coregonid fishes were analysed for the first time under common garden experiment. Baikal omul, *Coregonus migratorius* Georgi, is an active migrant of the pelagic zones of the lake. Baikal (lacustrine) whitefish, *C. baicalensis* Dybowski, is a colonizer of the bottom habitats, which are relevant to the pelagic zones of the littoral and underwater slope. Structural lipids (phospholipids and cholesterol) dominated in total lipids of the tissues of all fish under study. Spare lipids significantly prevailed in omul muscles compared to whitefish. The highest variability of fatty acid composition was reported in muscles of coregonid fishes. Statistically significant differences were revealed in the content of the  $\omega 3$  polyunsaturated fatty acids in muscles of lacustrine whitefish and omul. Associations of lipid compositions revealed in tissues of the whitefishes under the study with their respective ecotypes have been discussed.

**Key words:** sympatric coregonid fishes, Lake Baikal, lipids, fatty acids.