

ХабаровскНИРО 75 лет

УДК 597.4/.5:597.083

П.Б. Михеев¹, Т.А. Шеина^{2,3*}

¹ Хабаровский филиал ВНИРО (ХабаровскНИРО),
680038, г. Хабаровск, Амурский бульвар, 13а;

² Пермский государственный национальный исследовательский университет,
614990, г. Пермь, ул. Букирева, 15;

³ Естественнонаучный институт Пермского государственного национального
исследовательского университета,
614990, г. Пермь, ул. Генкеля, 4

ПРИМЕНЕНИЕ АНАЛИЗА МИКРОЭЛЕМЕНТНОГО СОСТАВА КАЛЬЦИНИРОВАННЫХ СТРУКТУР РЫБ ДЛЯ РЕШЕНИЯ ФУНДАМЕНТАЛЬНЫХ И ПРИКЛАДНЫХ НАУЧНЫХ ЗАДАЧ: ОБЗОР

Настоящий обзор посвящен описанию метода микрохимического анализа кальцинированных структур рыб. Метод является современным способом определения происхождения рыб, а также онтогенетических реконструкций условий их обитания, что используется для решения разноплановых задач, таких как выделение единиц запаса в смешанной выборке, оценка путей миграций рыб, выявление районов, значимых для воспроизводства, нагула или зимовки, дифференциация особей заводского и естественного происхождения, анализ роста, идентификация возраста. Основа метода — анализ динамики элементного состава от центра к периферии кальцинированной структуры либо точечная оценка концентрации химических элементов и их изотопов в определенных участках исследуемого образца. Для анализа наиболее часто используют отолиты, элементы скелета либо чешую рыб, а также статолиты миног, клюв и статолиты головоногих. Описана специфика метода микрохимического анализа кальцинированных структур рыб с примерами его использования для решения разноплановых задач фундаментальной и прикладной науки. Сделан вывод о возможности применения метода в комплексных исследованиях водных биологических ресурсов бассейна р. Амур.

Ключевые слова: микрохимический анализ, отолиты, костные элементы рыб, чешуя рыб, онтогенетические реконструкции.

DOI: 10.26428/1606-9919-2020-200-688-729.

Mikheev P.B., Sheina T.A. Application of the analysis of trace elements composition for calcified structures of fish to solve fundamental and applied scientific tasks: a review // *Izv. TINRO*. — 2020. — Vol. 200, Iss. 3. — P. 688–729.

* Михеев Павел Борисович, кандидат биологических наук, ведущий научный сотрудник, e-mail: pmikheev@yandex.ru; Шеина Татьяна Александровна, кандидат биологических наук, старший преподаватель, инженер Естественнонаучного института, e-mail: gilevata@yandex.ru.

Mikheev Pavel B., Ph.D., leading researcher, Khabarovsk branch of VNIRO (KhabarovskNIRO), 13a, Amursky Boulevard, Khabarovsk, 680038, Russia, e-mail: pmikheev@yandex.ru; Sheina Tatyana A., Ph.D., senior lecturer, Perm State National Research University, 15, Bukirev Str., Perm, 614990, Russia; engineer, Natural Science Institute of Perm State National Research University, 4, Genkel Str., Perm, 614990, Russia, e-mail: gilevata@yandex.ru.

Microchemical analysis of calcified structures of fish is a modern technique for determining the origin of fish species and ontogenetic reconstructions of their habitat that can be applied for such tasks as stocks separation in mixed samples, tracking of fish migrations, determining of spawning, feeding or wintering areas, differentiation of fish of artificial and natural origin, growth analysis, age evaluation, etc. The approach is based on analysis of trace elements concentration between the center and periphery of a calcified structure, or precise measurement of the elements and their isotopes concentration in certain sites of sample. The calcified structures most often used for analysis are otoliths, skeleton bones, scales, and also statoliths of lampreys or beaks and statoliths of cephalopods. Specifics of the method application are described with examples of its use for solving diverse tasks of fundamental and applied science, in particular in complex studies of biological resources in the Amur River basin.

Key words: microchemical analysis, otolith, fish skeleton, fish scales, ontogenetic reconstruction.

Введение

Управление рыболовством невозможно без понимания биологии и экологии рыб на всех стадиях жизненного цикла [Бивертон, Холт, 1969; Дементьева, 1976; Рикер, 1979; Бабаян, 2000]. Для многих видов рыб характерны различные миграции со сменой мест обитания в течение жизни. Если единица запаса определенного вида рыбы мигрирует между двумя районами промысла с различными системами регулирования, то при отсутствии данных о миграции запаса между районами он будет осваиваться как два отдельных запаса. Если такая миграция не установлена, то высока вероятность перелова эксплуатируемого объекта. Кроме того, если промысел происходит в районах нагула, в которых смешиваются отдельные популяции вида, то понимание структуры эксплуатируемого стада становится обязательным, чтобы не привести к коллапсу отдельных единиц запаса. Для оценки миграций рыб и детерминации локальных стад часто используется метод мечения [Jones, 1966; Jacobsen, Hansen, 2004], современной альтернативой которому является микрохимический анализ отолитов и других кальцинированных структур [Ramsay et al., 2011; Benjamin et al., 2014; Sellheim et al., 2017; Morais et al., 2018].

Основа метода микрохимического анализа — измерение элементного состава от центра к периферии кальцинированной структуры либо точечная оценка концентрации химических элементов и их изотопов в определенных участках исследуемого образца. Для анализа рыб наиболее часто используются отолиты, различные элементы скелета или чешуя. Метод позволяет установить происхождение особей из определенного района и проводить онтогенетические реконструкции условий их обитания, что используется не только для детерминации локальных стад и анализа миграций, но и в других направлениях. Например, метод применяется для определения наиболее значимых районов на отдельных стадиях жизненного цикла рыб — раннего развития, нереста, зимовки и нагула [Carlson et al., 2017; Phelps et al., 2017; Artetxe-Arrate et al., 2019], дифференциации рыб естественного происхождения от особей, выращенных в условиях аквакультуры [Arechavala-Lopez et al., 2016; Watson et al., 2018; Loerppky et al., 2020], экотоксикологических исследований [Hansson et al., 2020], идентификации источников загрязнения водной среды [Scholes et al., 2016; Andronis et al., 2017], анализа путей миграции и районов воспроизводства инвазивных видов [Thibault et al., 2010; Blair, Hicks, 2012], анализа роста [Ryan et al., 2019], идентификации возраста [Hüssy et al., 2016] и т.д.

В настоящей работе представлен обзор опубликованных литературных источников с описанием метода микрохимического анализа кальцинированных структур рыб и примерами его использования для решения разноплановых задач фундаментальной и прикладной науки.

Кальцинированные структуры, используемые для микрохимического анализа, и описание метода

Отолиты — кальцинированная структура, которую наиболее часто используют для микрохимического анализа в связи с тем, что их химический состав напрямую зависит

от окружающей среды [Campana, 1999, 2005]. Отолиты растут на протяжении всей жизни рыбы, они метаболически инертны, не подвержены резорбции или существенной трансформации в ходе онтогенеза [Campana, Neilson, 1982]. У большинства костных рыб отолит представляет собой кристаллическую структуру, на 97 % состоящую из карбоната кальция (CaCO_3) в форме арагонита на протеиновой матрице [Campana, 1999]. Кроме арагонита, основу отолита могут составлять другие кристаллические формы CaCO_3 — ватерит и, гораздо реже, кальцит [Gauldie et al., 1997]. Встречаемость отолитов, состоящих из двух последних форм, в естественных условиях невелика и возрастает у рыб, выращенных в условиях аквакультуры или развивавшихся в условиях стресса, что позволяет использовать частоту встречаемости таких отолитов в качестве соответствующего маркера [Reimer et al., 2016].

Карбонат кальция, проникая путем диффузии сквозь клеточную мембрану, формирует дискретные слои арагонита, химический состав которых постоянен [Degens et al., 1969]. Поскольку кальций относится к щелочноземельным металлам, другие двухвалентные элементы и их изотопы, относящиеся к этой группе (стронций Sr, барий Ba, магний Mg и марганец Mn), способны откладываться и заменять кальций в слоях арагонита и протеиновой матрице, не нарушая кристаллическую структуру отолита ввиду их низких концентраций в среде и химического родства [Campana, 1999]. Диффузия элементов и их изотопов представляет собой сложный многоступенчатый процесс, но химический состав дискретных слоев пропорционален их содержанию в окружающей водной среде, и таким образом на отолите формируется временная «подпись» места обитания особи [Kerr et al., 2007].

Как правило, для анализа используется элементный и изотопный состав сагиттального отолита (sagittae), который у большинства рыб является наибольшим из трех слуховых костей. У костнопузырных рыб (Ostariophysi) для анализа используются лапилли (lapilli) — наибольшие из трех слуховых костей [Avigliano et al., 2015; Duponchelle et al., 2016]. Кроме того, метод применяют для установления происхождения не только рыб, но также круглоротых [Hand et al., 2008] и головоногих моллюсков [Chiang et al., 2019], у которых в качестве анализируемой кальцинированной структуры используются соответственно статолиты либо клюв и статолиты [Northern et al., 2019].

Основным источником большинства элементов и изотопов, входящих в состав отолитов, служит вода, в которой обитает рыба [Kerr, Campana, 2014]. Состав пищи, температура, соленость, а также физиологическое состояние организма могут влиять на химический состав отолита, однако эффект этих факторов для разных элементов может варьировать [Farrell, Campana, 1996; Thorrold et al., 1997; Walther, Thorrold, 2006; Nishimoto et al., 2010]. Элементы и их изотопы поступают в плазму крови рыбы путем диффузии через жабры и кишечник, затем через эндолимфу слуховой капсулы и включаются в состав отолита. При этом после прохождения границ каждой из сред (вода–кровь, кровь – связывающие белки крови, кровь–эндолимфа и эндолимфа–отолит) возможно изменение концентрации какого-либо элемента или изотопа в результате процессов, которые влияют на транспорт, связывание и, в конечном счете, доступность ионов для включения в состав отолита [Campana, 1999; Sturrock et al., 2012; Izzo et al., 2018]. Вместе с тем концентрация элементов, используемых в качестве биогеохимических маркеров, в отолитах коррелирует с таковой в среде обитания [Campana, 2005; Clarke et al., 2007; Taddese et al., 2019; Tian et al., 2019]. Причем величина концентрации маркера, в частности стронция, в отолитах разных видов рыб, обитающих симпатрически, может коррелировать. Например, это описано для подкаменщиков *Cottus bairdi*, *C. cognatus* и двух видов лососевых *Oncorhynchus kisutch* и *Parasalmo (O.) mykiss*, собранных в одной локальности [Prichard et al., 2018], что демонстрирует доминирующую роль среды в формировании химического состава отолитов рыб, различающихся особенностями экологии, питания, физиологии и т.д.

Альтернативными костными структурами, используемыми для микрохимического анализа, служат чешуя, плавниковые лучи и шипы, позвонки и другие элементы эндо-

скелета (cleithrum, operculum, ребра costa) или зубы [Manual..., 2002]. Эти структуры могут использоваться для химического анализа тех рыб, у которых применение отолитов для хронологических реконструкций затруднено, например из-за замены арагонита ватеритом [Gillanders, 2001]. К тому же чешуя, плавниковые лучи и шипы являются кальцинированными элементами, при сборе которых возможно сохранение жизни исследуемой особи, что может быть приоритетным при исследовании редких и вымирающих видов [Arai et al., 2002; Wells et al., 2003; Jarić et al., 2011; Phelps et al., 2017].

Чешуя костных рыб состоит из высокоминерализованных внешних слоев, состоящих из фосфата кальция, схожего с гидроксипатитом, а также низкоминерализованных внутренних слоев, состоящих из коллагеновых волокон [Hutchinson, Trueman, 2006; Kerr, Campana, 2014]. Рост твердого минерализованного внешнего слоя происходит путем формирования концентрических приростов или склеритов (circuli) [Hutchinson, Trueman, 2006]. Прирост подстилающего коллагенового слоя происходит с добавлением новых слоев коллагена и ростом чешуи в толщину [Hutchinson, Trueman, 2006]. Общее содержание кальция в чешуе составляет менее 20 % [Tzadik et al., 2017]. Химические элементы и их изотопы включаются в состав чешуи из внешней среды и пищи рыбы [Mugiya et al., 1991; Bijvelds et al., 1996; Wells et al., 2000]. Многими авторами продемонстрирована высокая степень корреляции между химическим составом чешуи и воды, в которой обитала рыба [Coutant, Chen, 1993; Kennedy et al., 2000; Wells et al., 2000; Araya et al., 2014; Ramsay et al., 2015], а также высокая степень корреляции химизма чешуи и отолитов по ряду элементов [Gillanders, 2001; Ramsay et al., 2011]. Однако некоторые элементы могут резорбироваться из чешуи под воздействием стресса или голодания рыбы [Bilton, 1975; Bijvelds et al., 1996], что было использовано некоторыми авторами для объяснения отсутствия корреляции между содержанием стронция в чешуе хариуса *Thymallus arcticus* Британской Колумбии и водной среде [Clarke et al., 2007]. Интересно, что исследователи параллельно проводили химический анализ плавниковых лучей и отолитов, для которых было установлено обратное — элементный состав этих структур продемонстрировал прямую зависимость от содержания стронция в окружающей среде. Несмотря на ограничения, чешуя часто используется для оценки миграций [Courtemanche et al., 2006], анализа популяционной структуры [Pender, Griffin, 1996], идентификации происхождения особей [Wells et al., 2003; Muhlfeld et al., 2005; Ryan et al., 2016] и разделения диких рыб и рыб заводского происхождения в смешанной выборке [Adey et al., 2009].

Плавниковые лучи и шипы представляют собой костные элементы дермального происхождения и состоят преимущественно из фосфата кальция [Gillanders, 2001]. Плавниковые лучи кальцинированы на 30–35 % [Tzadik et al., 2017] с минеральной фракцией в виде гидроксипатита [Ugarte et al., 2011]. Как и чешуя, эти структуры у некоторых видов рыб используются для определения возраста и дают близкие результаты с отолитами [Brusher, Schull, 2009; Zymonas, McMahon, 2009]. Однако приросты на ранних этапах развития в плавниковых лучах некоторых видов рыб могут быть резорбированы, что наиболее характерно для старшевозрастных особей [Hill et al., 1989; Santamaria et al., 2015]. Как и у чешуи, химический состав плавниковых лучей и шипов может изменяться в период голодания или другого стресса, что в ряде случаев может лимитировать их использование для идентификации биогеохимических маркеров [Gillanders, 2001]. Вместе с тем существует корреляция химического состава плавниковых лучей и отолитов, что демонстрирует потенциал использования этой структуры для детерминации локальных стад в смешанной выборке [Kerr, Campana, 2014; Avigliano et al., 2019]. Химический состав спилов маргинальных лучей осетровых успешно использовался для изучения миграций и структуры стад [Arai et al., 2002; Allen et al., 2009; Jarić et al., 2011; Phelps et al., 2017]. По химическому составу плавниковых лучей выполнены онтогенетические реконструкции условий окружающей среды для хариуса *Th. arcticus* [Clarke et al., 2007], сомов *Genidens barbatus* [Avigliano et al., 2019], *Ictalurus punctatus*, *I. furcatus* и *Pylodictis olivarius* [Smith, Whitley, 2011], малоротого

окуня *Micropterus dolomieu* и солнечных окуней Centrarchidae [Smith, Whitley, 2010], шуковых Esocidae [Rude et al., 2014] и чукучановых Catostomidae рыб [Wolff et al., 2013].

Позвонки и другие элементы эндоскелета состоят из органической матрицы и неорганических материалов, включающих соответственно преимущественно коллагеновые фибриллы и гидроксипатит [Vaughan, 1970; Афанасьев и др., 2002]. Гидроксипатит придает твердость костной ткани (кальцинация составляет до 40 %) и представляет собой своеобразное депо ионов, играющее важную роль в регулировке ионного гомеостаза у многих видов рыб [Takagi, Yamada, 1991; Glimcher, 1998; Yamada et al., 2001; Tzadik et al., 2017]. Костная ткань рыб — основная ткань, которая участвует в гомеостатической регулировке фосфора, но не кальция [Lall, 2002; Tzadik et al., 2017]. Так, в период физиологического стресса, например оогенеза, который включает в себя формирование кальций-связанного белка вителлогенина, было установлено снижение содержания кальция для чешуи, а для костей эндоскелета этого выявлено не было [Mugiya, Watabe, 1977; Carragher, Sumpter, 1991]. Костная ткань участвует в обменных процессах, поэтому использование элементов эндоскелета для микрохимического анализа должно проводиться с учетом скорости обмена веществ, которая у коллагена костей зависит от хода метаболизма (ниже по сравнению с другими тканями) и может варьировать в разных костях [Sealy et al., 1995; Liden, Angerbjörn, 1999; Gaston, Suthers, 2004]. Опубликованные работы свидетельствуют об успешном применении микрохимического анализа элементов эндоскелета для классификации рыб из разных географических регионов [Keenleyside, 1992; Kennedy et al., 2000]. Например, Кеннеди с соавторами [Kennedy et al., 2000] использовали величины соотношения изотопов стронция в позвонках молоди семги *Salmo salar* в качестве маркера для классификации молоди из различных притоков р. Коннектикут. Муллиган с соавторами [Mulligan et al., 1983] применили содержание фосфора, кальция, калия, меди и стронция в позвонках для детерминации стад лосося с точностью 80–95 %. Химический состав костной ткани используется для дифференциации рыб заводского происхождения от особей естественного происхождения [Guillou, Delanoue, 1987; Yamada, Mulligan, 1987; Roy, Lall, 2006], а также для оценки миграций рыб в пределах биотопов с различной соленостью [Torz, Nedzarek, 2013]. Кроме того, микрохимический анализ позвонков хрящевого скелета использовали для оценки миграций акул и скатов, в частности бычьей акулы *Carcharhinus leucas*, свиноголовой серой акулы *C. amboinensis* [Tillett et al., 2011], узкозубой серой акулы *C. brachyurus* [Izzo et al., 2016], акулы-молота *Sphyrna lewini* [Coiraton, Amezcua, 2020] и круглого ската *Urobatis halleri* [Hale et al., 2006].

В основе микрохимического анализа кальцинированных структур лежит точечное измерение концентрации химических элементов и их изотопов в определенном участке анализируемого образца либо в динамике от центра до края (или от края до края) исследуемого образца. Анализ может проводиться с использованием энергодисперсионного (ED-EM) и волнодисперсионного (WD-EM) электронного микронзондового анализатора [Gunn et al., 1992], методами протонно-индуцированного рентгеновского излучения (PIXE) [Sie, Thresher, 1992; Limburg et al., 2003] и рентгенофлуоресцентного микроанализа [Павлов и др., 2013, 2016], а также спектрометрическими методами. Наиболее часто используется масс-спектрометрия с индуктивно связанной плазмой и лазерной абляцией (LA-ICP-MS) [Campana et al., 1994; Thorrold, Shuttleworth, 2000]. Кроме того, применяется масс-спектрометрия вторичных ионов (SIMS), атомно-абсорбционная (AAS) и атомно-эмиссионная спектрометрия (AES), спектрометрия с индуктивно связанной плазменно-атомной эмиссией (ICP-AES), термоионизационная масс-спектрометрия (TIMS) и масс-спектрометрии изотопных соотношений (IRMS) [Manual..., 2002]. Лазерная абляция в сочетании с ICP масс-спектрометрией (LA-ICP-MS) позволяет проводить измерения состава кальцинированных структур как в горизонтальной плоскости — точно либо непрерывно в виде трансекты, так и в вертикальной (дрилинг) [Pozebon et al., 2017]. В первом случае структура (отолит) шлифуется до идентифицируемого ядра (примордиума) и полируется. Второй подход

используется в случае отсутствия необходимости либо невозможности шлифовки анализируемого образца, например отолитов личинок. Как правило, при обоих подходах оценивается динамика состава химических элементов и их изотопов с регулируемым шагом измерений на микронных величинах от ядра к периферии отолита.

В большинстве случаев исследователь заинтересован в данных химического состава определенного участка анализируемой структуры, сформировавшегося в конкретный период жизни особи либо при обитании в определенных условиях среды. В некоторых случаях данные всех измерений, полученные от одного экземпляра, могут усредняться для получения информации в формате «одна особь — одно значение» [Moll et al., 2019]. Для стандартизации значений концентрации химических элементов они переводятся пропорционально величине концентрации кальция, поскольку этот элемент служит матрицей для карбонатных структур [Campana, 1999]. Затем реконструкция среды обитания в интересующий исследователя период жизни анализируемой особи производится следующим образом: данные химического состава определенного участка изучаемой структуры сопоставляются с таковыми особи, отловленной в известной локальности в соответствующий период онтогенеза. Например, для идентификации происхождения рыб в смешанной выборке химический состав «мальковой» зоны отолита взрослой особи сопоставляется с таковой краевой зоны отолита молоди, собранной в районах воспроизводства [Geffen et al., 2011; Carlson et al., 2016; Cuevas et al., 2019]. Иногда для выяснения происхождения или особенностей миграций анализируемых особей данные микрохимического состава их отолитов сопоставляются с данными химического состава воды. Наиболее часто этот подход используется для идентификации перемещений диадромных видов между пресной и морской (в том числе солоноватоводной) средой, поскольку они существенно различаются по химическому составу [Limburg et al., 2001; Павлов и др., 2016; Alò et al., 2019]. В этом случае в качестве химического маркера, как правило, используют концентрацию стронция, которая существенно выше в морской воде по сравнению с пресной [Yang et al., 2011]. Для детерминации локальных стад рыб чаще всего используют элементы Ba, Sr, Zn, Mg и Mn. Реже применяются Li, Rb, Fe, Na, Pb, Y [Heidemann et al., 2012; Biolé et al., 2019; Cuevas et al., 2019]. Кроме того, для классификации используют соотношение стабильных изотопов азота $\delta^{15}\text{N}$, углерода $\delta^{13}\text{C}$ и кислорода $\delta^{18}\text{O}$ [Wells et al., 2015]. Также в качестве геохимического маркера, который позволяет проводить классификацию выборок с высоким уровнем разрешения, применяют соотношение изотопов стронция $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ [Brennan, Schindler, 2017; Pereira et al., 2019]. Важным условием для проведения анализа становится подтвержденная пространственная и временная стабильность используемого химического маркера [Elsdon et al., 2008].

Примеры использования анализа микроэлементного состава кальцинированных структур рыб для решения конкретных задач

Выделение единиц запаса в смешанной выборке — одна из наиболее важных задач в управлении рыболовством, для решения которой часто используется метод анализа микроэлементного состава кальцинированных структур рыб. Первые работы по детерминации отдельных стад промысловых видов рыб на основе элементного состава отолитов были опубликованы в конце 80-х — начале 90-х гг. прошлого века. Анализ был использован для классификации выборок австралийского (розового) снэппера *Chrysophrys auratus* западной Австралии [Edmonds et al., 1989], джакаса серого *Nemadactylus macropterus* юго-восточного австралийского континентального шельфа [Thresher et al., 1994], южноавстралийского синеперого тунца *Thunnus maccoyii* южной части Индийского океана [Proctor et al., 1995] и минтая *Theragra chalcogramma* зал. Аляска и Берингова моря [Severin et al., 1995]. Исследователями был отмечен потенциал метода, выявлена вариабельность концентрации различных элементов отолитов в зависимости от размера и возраста особей, отмечен эффект химического состава

окружающей среды, температуры, физиологического состояния и состава пищи рыб. В последующие годы число работ с применением анализа микроэлементного состава отолитов для оценки структуры эксплуатируемых стад рыб увеличилось. Большая часть статей посвящена детерминации единиц запаса морских рыб: трески *Gadus morhua* зал. Св. Лаврентия [Campana et al., 2000] и Балтийского моря [Heidemann et al., 2012]; тунцов *Thunnus thynnus* северной Атлантики [Secor et al., 2002], *T. alalunga* северо-восточной Пацифики [Wells et al., 2015] и *T. albacares* западной части Индийского океана [Artetxe-Arrate et al., 2019]; сельди *Clupea harengus* Британских островов [Geffen et al., 2011]; а также ряда объектов глубоководного [Swan et al., 2003; Longmore et al., 2010; Régnier et al., 2017] и прибрежного рыболовства [Wright et al., 2018a; Biolé et al., 2019; Cuevas et al., 2019; Soeth et al., 2019]. Кроме того, метод применялся для реконструкции условий среды в ходе онтогенеза и детерминации структуры запаса не только рыб, но и головоногих, в частности патагонийского кальмара *Loligo gahi* [Arkhipkin et al., 2004], кальмара Гулда *Nototodarus gouldi* [Green et al., 2015] и каракатицевидного кальмара *Sepioteuthis lessoniana* [Ching et al., 2017]. Реже анализ элементного состава кальцинированных структур используется для выделения единиц запаса среди диадромных и пресноводных видов рыб. Опубликованные работы свидетельствуют о применимости метода для дифференциации локальных стад диадромных видов, например кеты *Oncorhynchus keta* [Sohn et al., 2005; Kang et al., 2014], южноамериканского сома *G. barbatus* [Avigliano et al., 2015], берингоморского омуля *Coregonus laurettae* [Padilla et al., 2016] и синежаберного бычка *Gobiomorphus hubbsi* [Warburton et al., 2018]. Среди пресноводных видов метод продемонстрировал свою эффективность при классификации выборки желтого окуня *Perca flavescens* оз. Эри [Pangle et al., 2010], сомов *Clarias batrachus* и *Sperata aor* р. Ганг [Miyan et al., 2016; Nazir, Khan, 2019], прохилодуса линейного *Prochilodus lineatus* и лепорины *Megaleporinus obtusidens* рек Ла-Плата, Парана и Уругвай [Avigliano et al., 2018a, b]. Статистическая обработка данных обычно проводится методами дискриминантного анализа. В ряде случаев используется алгоритм машинного обучения «случайный лес» (random forest), который, как правило, увеличивает точность классификации [Chang et al., 2012; Artetxe-Arrate et al., 2019].

В некоторых случаях использование метода не всегда позволяет провести классификацию, что, например, было выявлено в результате анализа элементного состава отолитов кефали *Mugil liza*, собранной в 4 районах прибрежных вод Бразилии и Аргентины [Fortunato et al., 2017]. Также безуспешными были попытки идентификации потенциальных единиц запаса в следующих случаях: 1) при анализе выборки сельди *Clupea harengus* из 6 районов предполагаемого нагула молоди и 8 локальностей, предполагаемо значимых для нереста вида*, расположенных вдоль западного побережья Британских островов [Geffen et al., 2011]; 2) при классификации личинок, молоди и взрослых особей южноавстралийского синеперого тунца *T. maccoyii*, собранных соответственно в районах нереста (северо-восток Индийского океана), на путях миграции (южная Африка, западная и южная Австралия) и на промысле вида в открытом море близ юго-восточной Австралии [Proctor et al., 1995]; 3) при попытке идентификации особей желтоплавникового морского карася *Acanthopagrus latus* из трех прибрежных районов северной части Южно-Китайского моря [Wang et al., 2018]; 4) при анализе пространственной структуры триглы *Chelidonichthys lucerna* из трех районов промысла вида в северо-западной части побережья Португалии [Ferreira et al., 2019]. Во всех случаях авторами был сделан вывод об отсутствии отдельных единиц запаса среди обследованных районов промысла, что необходимо соответствующим образом учитывать при организации вылова.

Использование анализа элементного состава отолитов для понимания структуры эксплуатируемого стада рыб желательнее проводить параллельно с анализом других

* ICES. Report of the Study Group on Herring Assessment and Biology in the Irish Sea and Adjacent Waters : ICES CM 1994/H:05. 1994. 69 p.

химических, генетических и морфологических маркеров, а также паразитологическими исследованиями, сочетание которых способно существенно повысить точность классификации [Edmonds et al., 1989]. Так, Бартон с соавторами [Barton et al., 2018] использовали набор генетических, микрохимических и паразитологических методов для анализа структуры популяций представителя летриновых *Lethrinus laticaudis* из 13 локальностей вокруг северной Австралии, что позволило повысить уровень детерминации пространственно дистанцированных группировок вида.

Другим примером применения комбинированных методов является классификация отдельных группировок внутри смешанной выборки южной путассу *Micromesistius australis*, проведенная на основе химических и паразитологических методов [Niklitschek et al., 2010]. При этом ранее на основе результатов генетического анализа разделить особей, отловленных в районах летнего нагула и промысла вида, на подгруппы не удавалось [Shaw, 2005; Galleguillos et al., 2009]. Дискриминантная модель, построенная на данных по концентрации Ca, Sr, Ba, Mg, Mn в отолитах этих рыб, позволила отнести их к двум группам, воспроизводимым в юго-западной Атлантике и юго-восточной части Тихого Океана, с точностью 83 %. Использование соотношения стабильных изотопов углерода $\delta^{13}\text{C}$ и кислорода $\delta^{18}\text{O}$ увеличивало точность классификации до 90 %, а объединение данных — до 100 %. Параллельно исследователями был применен анализ видового состава паразитов, который также позволил проводить детерминацию особей с точностью 90–100 %.

Часто анализ химического состава отолитов проводят совместно с анализом их формы, что также позволяет повысить точность классификации. Такие исследования были проведены для анализа выборок бразильского кодлинга *Urophycis brasiliensis* [Biolé et al., 2019] и атлантического пагуара *Chaetodipterus faber* юго-западной Атлантики [Soeth et al., 2019], рыбы-сержанта *Abudefduf saxatilis* южной Бразилии [Adelir-Alves et al., 2018] и кальмара Гулда *Nototodarus gouldi* прибрежных вод Австралии [Green et al., 2015].

Необычный подход для детерминации нерестовых группировок сельди бонга *Ethmalosa fimbriata* южного Сенегала использовали Деринг с соавторами [Döring et al., 2019]. Для анализа исследователи использовали калорийность ооцитов и содержание Ba, Sr и Zn в отолитах самок: результаты классификации рыб с использованием обоих маркеров были близки.

Реконструкция миграций рыб необходима как для управления рыболовством, так и для понимания особенностей биологии вида, пределов его экологической пластичности при смене среды обитания в ходе онтогенеза, а также детерминации районов раннего развития, нагула, нереста и зимовки рыб, изучения ключевых триггеров тех или иных поведенческих реакций. На сегодняшний день микрохимия отолитов является одним из наиболее удобных методов онтогенетических реконструкций миграций рыб, особенно эвригалинных видов. Как правило, в качестве маркера, указывающего на смену среды с различным уровнем солености, используют долю стронция относительно содержания кальция. Это было продемонстрировано при анализе отолитов анадромной и резидентной (пресноводной) форм кумжи *Salmo trutta* из Тасмании [Kalish, 1990] и впоследствии применялось для анализа миграций североамериканского анадромного представителя окунеобразных — полосатого басса *Morone saxatilis* [Secor et al., 1993]. В большинстве случаев для реконструкции миграций исследуемой особи в пределах континуума пресноводная среда — эстуарий (лагуна) — море проводится анализ соотношения Sr : Ca на протяжении трансекты от ядра отлита к его периферии [Tzeng et al., 1997; Arai et al., 2007; Alò et al., 2019; Walther, 2019] либо (в частности у осетровых) от середины к краю спиля маргинального луча грудного плавника [Arai et al., 2002; Jarić et al., 2011]. Увеличение пропорции Sr : Ca в отолитах рыбы характерно при ее обитании в условиях повышенной солености, и наоборот — для особей, обитающих в пресной воде (рис. 1, 2).

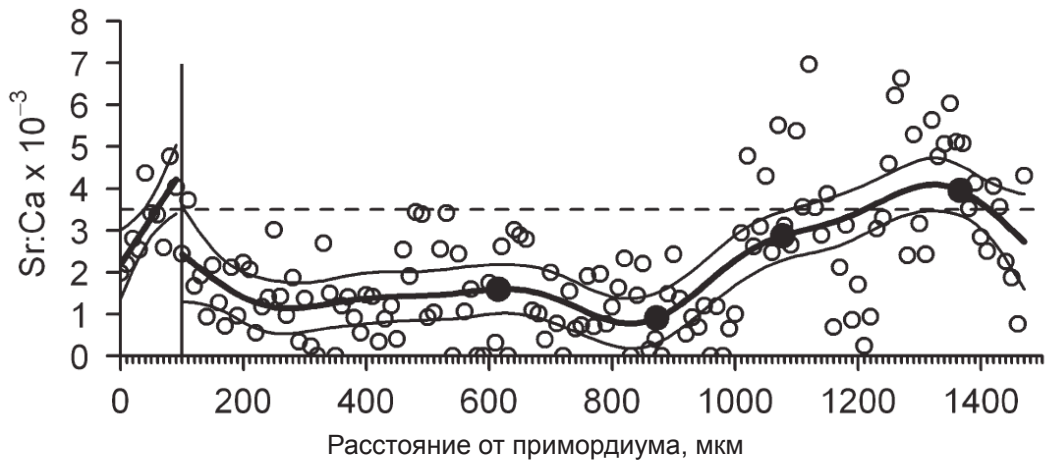


Рис. 1. Динамика соотношения Sr : Ca на протяжении трансекты от ядра (примордиума) к периферии отолита анадромной формы *O. mykiss* возраста 4+ лет из восточного Квебека (Канада) [Thibault et al., 2010]. Данные сглажены с применением генерализованных аддитивных моделей (GAMs). Черные точки соответствуют годовым приростам. Пунктирная линия обозначает значение $3,5 \cdot 10^{-3}$, принятое исследователями в качестве порогового между пресноводной и морской средой

Fig. 1. Sr : Ca ratio along the transect from center to periphery of otolith from anadromous *O. mykiss* with age 4+ years caught in eastern Quebec (Canada) [Thibault et al., 2010], smoothed by generalized additive models (GAMs). Black dots correspond to annual increments; dotted line indicates the value of $3.5 \cdot 10^{-3}$ accepted as the threshold between freshwater and marine environments

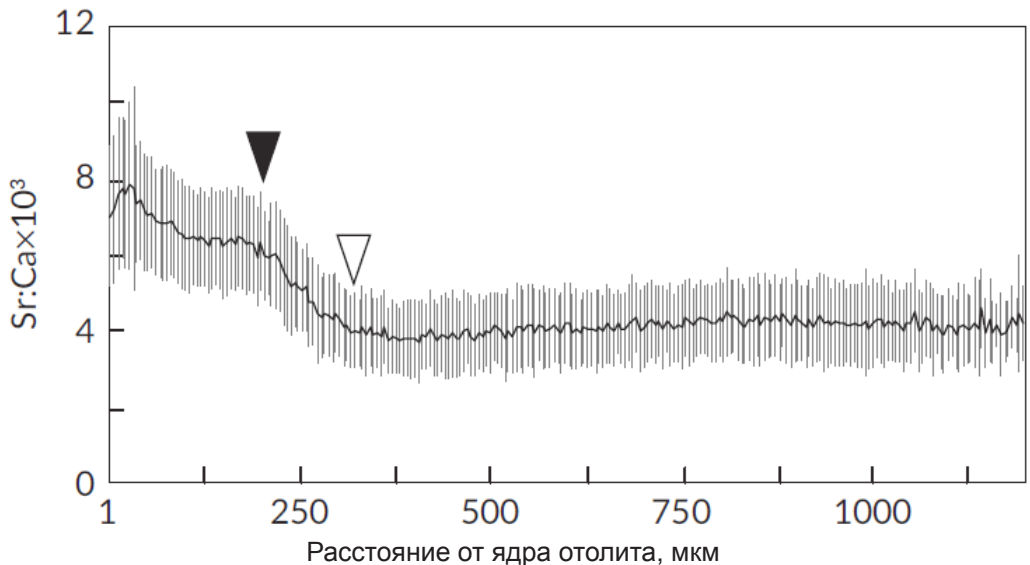


Рис. 2. Динамика соотношения Sr : Ca на протяжении трансекты от ядра к периферии отолита айю *Plecoglossus altivelis ryukuensis* — амфидромной рыбы, ранний нагул которой проходит в море, после чего происходит миграция в реки южной Японии, где рыба заканчивает свой жизненный цикл. Стрелками обозначены средние значения отношения Sr : Ca, равные 6,0 (черный цвет) и 4,0 (белый цвет), принятые авторами в качестве граничных пределов между морской (> 6,0), солоноватой (6,0–4,0) и пресноводной средой обитания (< 4,0) [Murase, Iguchi, 2019]

Fig. 2. Sr : Ca ratio along the transect from center to periphery of otolith from amphidromous *Plecoglossus altivelis ryukuensis* after its migration from the sea to the rivers of southern Japan where the fish ends its life cycle. Arrows indicate the Sr : Ca ratio values equal to 6.0 (black) and 4.0 (white) accepted as the boundaries between marine (> 6), brackish (6–4) and freshwater (< 4) environments [Murase, Iguchi, 2019]

В большинстве опубликованных работ верхняя пороговая величина пропорции Sr : Ca для пресноводной среды обитания варьирует в пределах $(0,2-2,5) \cdot 10^{-3}$, что было выявлено для многих видов рыб: сельдей *Alosa pseudoharengus* и *A. aestivalis* рек Лонг Айленда, Коннектикут, США [Gahagan et al., 2012]; налима *Lota lota* и голяяна *Phoxinus phoxinus* Балтийского моря [Rohtla et al., 2014; Svirgsden et al., 2018]; леща *Abramis brama* и судака *Sander lucioperca* канала Киел, Германия [Kafemann et al., 2000]; камбалы *Paralichthys lethostigma* северной части Мексиканского залива [Lowe et al., 2011]; мраморного угря *Anguilla marmorata* Юго-Восточной Азии [Arai, Chino, 2018]. Отметим, что для двух подвидов айю *Plecoglossus altivelis* в пределах Японии разными авторами приводятся разные пороговые величины Sr : Ca для пресноводной среды — $2,4 \cdot 10^{-3}$ [Hata et al., 2016] и $4,0 \cdot 10^{-3}$ [Murase, Iguchi, 2019], что может определяться различиями в гидрохимии водоемов [Tian et al., 2019]. Также сравнительно высокая величина $4,0 \cdot 10^{-3}$ в качестве верхнего порогового значения Sr : Ca для пресноводной среды была выявлена при анализе отолитов американского речного угря *Anguilla rostrata* провинции Квебек, Канада [Hedger et al., 2008]. Значения $(6-10) \cdot 10^{-3}$ Sr : Ca приводятся для судака Нижней Волги [Павлов и др., 2016].

Большинством авторов полученные значения указываются как нижние пороговые для выделения морского периода жизни рыб, но в некоторых работах приводятся промежуточные значения, величины которых исследователи используют для выделения периода обитания в условиях эстуария. Так, значения $2,0 \cdot 10^{-3}$ и $3,2 \cdot 10^{-3}$ Sr : Ca приводятся для леща и судака, отловленных в солоноватой воде [Kafemann et al., 2000]. Хеджер с соавторами [Hedger et al., 2008] указывают на величины $(3-8) \cdot 10^{-3}$ Sr : Ca в качестве индикатора обитания в эстуарных биотопах для американского речного угря. Для мраморного угря эти значения составили $(2-6) \cdot 10^{-3}$ Sr : Ca [Arai, Chino, 2018].

Кроме соотношения Sr : Ca в качестве альтернативного маркера смены среды обитания с различной соленостью часто используют соотношение изотопов стронция $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$. Этот маркер применялся для оценки перемещения между морской и пресноводной средой обитания для следующих видов: баррамунди *Lates calcarifer* [Roberts et al., 2019] и рыба-нянька *Kurtus gulliveri* [Crook et al., 2015] тропической Австралии; амфидромные галаксиевые *Galaxias argenteus* и *G. fasciatus* р. Вайкато, Новая Зеландия [David et al., 2019]; длинноперого спиринха *Spirinchus thaleichthys* зал. Сан-Франциско [Hobbs et al., 2010]; осенней формы чавычи *Oncorhynchus tshawytscha* р. Снэйк, Айдахо, США [Hegg et al., 2019]. В отличие от пропорции Sr : Ca соотношение изотопов стронция является более устойчивым маркером для морской среды. Величина соотношения $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$, равная 0,70917, является медианным значением для морской воды (ООВ, или олиготрофная океаническая вода) и карбонатных скелетов морских организмов [El Meknassi et al., 2018]. Однако в различных частях земного шара характер зависимости $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ от солености может существенно различаться [Beck et al., 2013]. Так, среди проб, собранных в зал. ГрэйтСаут Бэй (Лонг Айленд, США) и в Бенгальском заливе (Бангладеш) в градиенте солености от 0,0 до 31,5 ‰, пропорция $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ при минимальной солености была наибольшей (рис. 3, а, б). Противоположные результаты были получены при анализе проб, собранных в других местах, в частности в Венецианской лагуне и на о. Маврикий (рис. 3, в, г), что авторы [Beck et al., 2013] объясняют эффектом смешивания поверхностных и грунтовых вод. С учетом существенного влияния химического состава грунтовых вод на концентрацию изотопов стронция в пресной и солоноватоводной среде выявление миграций рыб в градиенте солености «река–море» путем анализа динамики соотношения $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ от ядра к периферии кальцинированной структуры должно проводиться с предварительной оценкой анализа связи этого маркера с соленостью в районе работ.

Кроме того, для определения перемещений рыб между пресноводной и морской средами используются такие химические маркеры отолитов, как соотношение изотопов кислорода $\delta^{18}\text{O}$ и отношение концентрации бария к кальцию Ba : Ca. Содержание $\delta^{18}\text{O}$

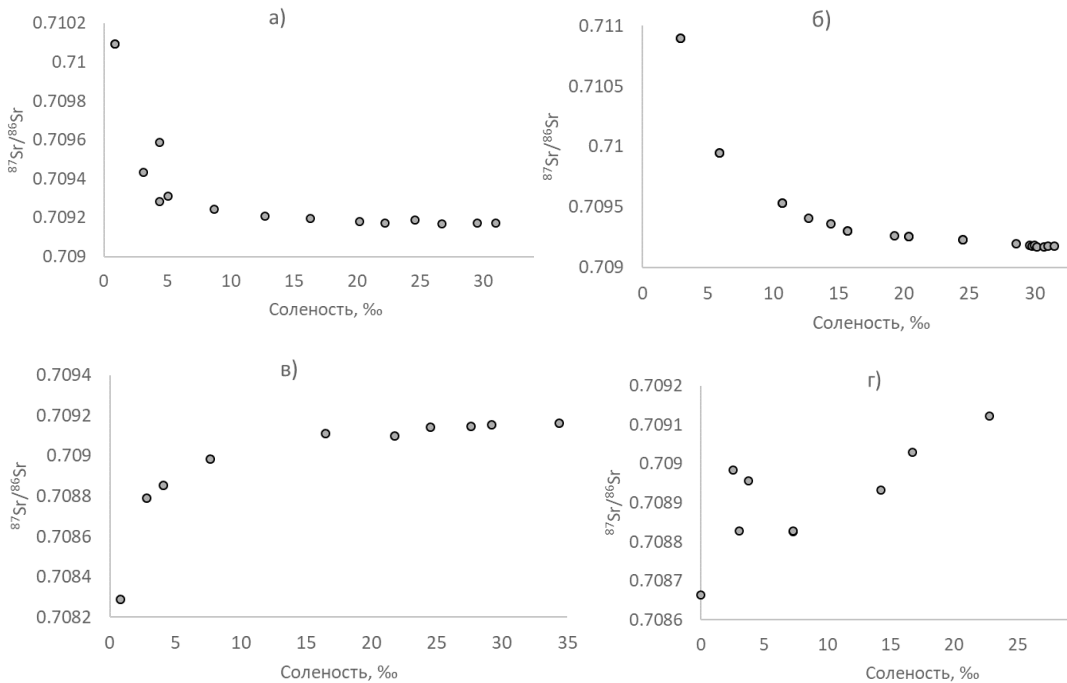


Рис. 3. Соотношение изотопов стронция $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ относительно величин солености для проб воды, собранных в градиенте «река–море» [Beck et al., 2013]: в зал. ГрэйтСаут Бэй, Лонг Айленд, США (а), Бенгальском заливе, Бангладеш (б), Венецианской лагуне (в), на о. Маврикий (г)

Fig. 3. Ratio of strontium isotopes $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ relative to salinity in the Great South Bay, Long Island, USA in Great South Bay, Long Island, USA (а), Bay of Bengal, Bangladesh (б), Venice Lagoon, Italy (в), Mauritius Island (г) [Beck et al., 2013]

было использовано для идентификации предпочтений к условиям солености 5 видов рыб (каменная кулия *Kuhlia rupestris*, хризиптера *Chrysiptera cyanea*, апогон *Fibramia amboinensis*, неопомацентрус *Neopomacentrus taeniurus* и трехполосый терапон *Terapon jarbua*), обитающих в условиях мангрово-эстуарных экосистем о. Ириомоте префектуры Окинава, Япония [Shirai et al., 2018]. Данные изотопного состава воды авторами были приведены в промилле от VSMOW (Vienna Standard Mean Ocean Water) — стандарта состава океанической воды. Величина $\delta^{18}\text{O}$ воды характеризовалась прямой линейной связью с соленостью и значением коэффициента детерминации R^2 , близким к 1, что использовалось для реконструкции условий обитания рыб [Shirai et al., 2018]. В отличие от $\delta^{18}\text{O}$ и соотношения Sr : Ca пропорция Ba : Ca характеризуется обратной связью с величиной солености, что было использовано в качестве маркера для реконструкции перемещений двух видов кефали *Mugil curema* и *M. liza* в пределах одной из эстуарных систем Бразилии [Mai et al., 2018]. Авторы использовали значение Ba : Ca, равное 0,05, в качестве верхнего порогового уровня для морской среды, величины 0,05–0,18 — как соответствующие пребыванию видов в условиях эстуария, а величины свыше 0,18 — в качестве индикатора обитания обследованных особей в пресноводной среде.

Также микрохимический анализ применяется для оценки миграций у исключительно пресноводных и морских рыб для выявления районов, играющих ключевую роль в воспроизводстве, раннем развитии, зимовке и нагуле таких видов. Впервые потенциал использования метода был продемонстрирован для анализа миграций представителя нативных лососевых Северной Америки *Oncorhynchus clarki lewisi* [Wells et al., 2003], что в дальнейшем легло в основу оценки перемещений вида в пределах речной сети [Muhlfeld et al., 2012]. Также метод применялся для реконструкции онтогенетической смены мест обитания и миграций кумжи Новой Зеландии [Olley et al., 2011], двух

видов сиамского карпа *Henicorhynchus siamensis* и *H. lobatus* р. Меконг [Fukushima et al., 2014], хариуса *Th. arcticus* и подкаменщика *C. cognatus* одной из рек бассейна р. Маккензи в Британской Колумбии [Clarke et al., 2015], желтого окуня *P. flavescens* оз. Мичиган [Schoen et al., 2016], молоди чавычи р. Нушагак, Аляска [Brennan et al., 2015; Brennan, Schindler, 2017], карпа-кои *Cyprinus carpio* р. Вайкато, Новая Зеландия [Blair, Hicks, 2012], ринихта *Rhinichthys osculus* пересыхающих ручьев бассейна р. Гила, Нью-Мексико [Whitney et al., 2017], малоротого басса *M. dolomieu* р. Джеймс, Вирджиния, США [Humston et al., 2017], а также озерного осетра *Acipenser fulvescens* и лопатоноса *Scaphirhynchus splatorhynchus* р. Миссисипи [Phelps et al., 2017]. Использование микрохимии отолитов для изучения миграций исключительно морских видов в литературе представлено как элемент анализа структуры эксплуатируемых промыслом стад (см. выше). К работам, посвященным исключительно миграциям морских видов рыб, можно отнести опубликованные результаты идентификации смены мест обитания желтополосого хемулона *Haemulon flavolineatum* атолла Тунефф, Белиз [Chittaro et al., 2005], рыбы-ласточки *Pomacentrus amboinensis* Большого Барьерного Рифа [Sih et al., 2016], сайки *Boreogadus saida* и арктического шлемоносца *Gymnocanthus tricuspis* Чукотского моря [Gleason et al., 2016], а также антарктической серебрянки *Pleuragramma antarcticum* моря Уэдделла [Caccavo et al., 2019]. Во всех случаях для реконструкции миграций особей использовался анализ динамики химического состава вдоль оси кальцинированной структуры от ее центра к периферии. Как правило, в качестве маркеров использовались величины концентрации Ba, Sr, Mg и Mn. В двух случаях применяли соотношение $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ [Muhlfeld et al., 2012; Brennan et al., 2015].

Идентификация происхождения особей является ключевым элементом реконструкции жизненного цикла рыб, который лежит в основе детерминации единиц запаса, оценки миграций и выявления значимых районов для раннего развития и воспроизводства рыб. Одними из первых работ по применимости анализа химического состава отолитов для оценки происхождения рыб стали работы Паттерсона III с соавторами [Patterson III et al., 1998] и Торрольда с соавторами [Thorrold et al., 1998]. В первом случае в качестве объекта исследований использовался красный снэппер *Lutjanus campechanus*, обитающий в северной части Мексиканского залива, во втором — американский шэд *Alosa sapidissima* рек Коннектикут, Гудзон и Делавэр, США. В обоих случаях отолиты растворялись в 10 %-ной HNO_3 , после чего проводился анализ раствора методом спектрометрии с индуктивно связанной плазменно-атомной эмиссией (ICP-AES) [Patterson III et al., 1998] либо масс-спектрометрии с индуктивно связанной плазмой [Thorrold et al., 1998]. На основании величин концентрации химических элементов исследователями была проведена классификация выборок с точностью 80–92 %.

Чаще метод применяется для идентификации происхождения пресноводных либо анадромных видов рыб, реже морских и эстуарных видов. Помимо ряда упомянутых выше работ [Wells et al., 2003; Olley et al., 2011; Muhlfeld et al., 2012; Brennan, Schindler, 2017; Whitney et al., 2017], детерминация происхождения была успешной для следующих пресноводных рыб: подвидов лосося Кларка *O. clarki lewisi* [Muhlfeld et al., 2005] и *O. clarki clarki* [Pearcy, Miller, 2018], нативных для бассейна р. Колумбия (северо-запад Северной Америки); семги *S. salar* атлантического побережья Канады [Reader et al., 2015]; судака *Sander vitreus* водохранилищ р. Миссури [Carlson et al., 2016]; линейного прохилодуса *P. lineatus* и анадромного сома *G. barbatus* бассейна р. Ла-Плата [Avigliano et al., 2016, 2017a, b]; канального сома *I. punctatus* р. Миссури [Spurgeon et al., 2018], сахалинского тайменя *Parahucho perryi* о. Хоккайдо [Fukushima et al., 2014]; белого басса *Morone chrysops* из водохранилища МакКонахи, Небраска, США [Perignon et al., 2020]. Для классификации выборок морских рыб метод успешно применялся для анализа европейского анчоуса *Engraulis encrasicolus* северо-западной части Средиземного моря [Guidetti et al., 2013], новозеландской мерлузы *Merluccius australis* из Чили и с Фолклендских островов [Brickle et al., 2016], трески *G. morhua*

Северного моря [Wright et al., 2018b], сельди *C. harengus* Балтийского моря [Moll et al., 2019]. Среди эстуарных видов идентификация происхождения методами микрохимического анализа отолитов проводилась для лаврака европейского *Dicentrarchus labrax* и трех демерсальных видов *Solea solea*, *S. senegalensis* и *Platichthys flesus* побережья Португалии [Vasconcelos et al., 2008]; мойвы *Mallotus villosus* эстуария р. Св. Лаврентия [Lazartigues et al., 2016]. Также микрохимия отолитов была использована в дополнение к генетическому анализу погонихта *Pogonichthys macrolepidotus* эстуария Сан-Франциско [Feurger et al., 2007]. Во всех случаях авторам удалось идентифицировать уникальные маркеры для молоди, которую выловили в районах нереста и раннего нагула, либо установить происхождение взрослых особей, анализируя химический состав мальковой (личиночной) зоны их отолита.

В отдельных случаях определение происхождения было неудачным либо точность классификации выборок была низкой. В частности при анализе отолитов инвазивного карпа-кои *C. carpio* из р. Вайкато, Новая Зеландия, исследователями были установлены протяженные миграции вида в пределах водосбора реки, но идентификация районов-источников пополнения популяции оказалась невозможной, что было объяснено низким уровнем различий в химизме воды между обследованными локальностями [Blair, Hicks, 2012]. Циммерманом с соавторами [Zimmerman et al., 2013] были выявлены различия в точности классификации выборок двух видов проходных тихоокеанских лососей — кижуча *O. kisutch* и кеты рек зал. Нортон (Norton Sound), Аляска. На основе анализа элементного состава отолитов ученым удалось классифицировать особей кижуча разных рек с точностью 80 %, тогда как у кеты эта величина составила 68 %, что авторы связывают с разницей в продолжительности пресноводного периода жизни видов. Противоречивые результаты классификации были получены при анализе выборок сеголеток снука *Centropomus undecimalis* п-ова Флорида: точность классификации особей, собранных в разное время в пределах одной эстуарной системы, составляла 57 % в одном случае и 98 % в другом, что продемонстрировало темпоральную вариабельность оседлости молоди вида среди обследованных районов нагула [Ley, Rolls, 2018]. Низкий уровень классификации был отмечен и при анализе выборок луфаря *Pomatomus saltatrix*, собранных в 12 эстуарных системах восточной Австралии [Schilling et al., 2018], что в комплексе с анализом исторических данных по размерному составу уловов подтвердило предположение о существенной пластичности молоди вида в использовании эстуарных и прибрежных зон нагула.

Отметим, что применение метода для определения районов воспроизводства и реконструкции миграций в ходе жизненного цикла симпатрично обитающих близкородственных видов рыб позволяет уточнить механизмы их сосуществования и снижения конкуренции. Так, интересные результаты получены при анализе пресноводных форм кумжи и радужной форели *Oncorhynchus mykiss*, которые симпатрично обитают в бассейне одного из притоков р. Миссури [Cierpiela, Walters, 2019]. Авторам удалось идентифицировать районы нереста и раннего нагула молоди, а также соотношение числа мигрирующих и резидентных особей среди обследованных рыб и распределение особей в ходе онтогенеза по бассейну реки, которые у исследованных видов различались. Так, для радужной форели характерна более интенсивная миграция молоди из районов нереста, тогда как *S. trutta* характеризовалась большей оседлостью в пределах обследованной речной системы.

В ряде случаев метод позволяет проводить реконструкции среды обитания самки, от которой произошла анализируемая особь, путем анализа химического состава ядра (примордиума) отолита. Отолит закладывается в ранний личиночный период жизни рыбы, поэтому химический состав отолита до перехода личинки на внешнее питание часто соответствует таковому самки, отложившей икру [Volk et al., 2000; Zimmerman, Reeves, 2002; Hegg et al., 2019]. Это позволяет идентифицировать происхождение молоди от анадромных либо жилых родителей при использовании одних районов не-

реста разными формами одного вида, что было продемонстрировано, в частности, для кумжи [Gabrielsson et al., 2012; Rohtla et al., 2017].

Хоминг и стрейнг проходных видов также были неоднократно исследованы методами микрохимического анализа кальцинированных структур. Одной из первых работ по анализу точности возврата нативных производителей в районы нереста с применением метода является работа Брэдбери с соавторами [Bradbury et al., 2008] по американской зубастой корюшке *Osmerus mordax* юго-восточной части о. Ньюфаундленд, Канада. Анализ микрохимии отолитов одновременно с результатами мечения показал высокую степень хоминга и соответственно уровень изоляции между обследованными популяциями вида. Кроме того, метод успешно применялся для анализа хоминга таких представителей тихоокеанских лососей, как кижуч и чавыча, нерестящихся в бассейне р. Фрейзер, Канада [Shrimpton et al., 2014], а также эндемичного лосося *Oncorhynchus masou rhodurus* оз. Бива, Япония [Amano et al., 2018]. В первом случае был подтвержден высокий уровень хоминга для производителей обоих видов, собранных на нерестилищах. Во втором случае авторы продемонстрировали, наоборот, низкий уровень хоминга, когда 78 % проанализированных производителей были ненативными для нерестовой реки, хотя стрейнг не был стохастическим и был характерен для рыб, происходивших из соседних рек. Также метод применялся для анализа точности хоминга и оценки обмена между популяциями европейской алозы *Alosa alosa* Франции и Португалии [Randon et al., 2018], а также североамериканских сельдей *A. pseudoharengus* и *A. aestivalis* рек Лонг-Айленда, Коннектикут, США [Gahagan et al., 2012]. Так, результаты анализа отолитов *A. alosa* продемонстрировали динамику значимости различных рек в пополнении вида на метапопуляционном уровне; во втором случае точность классификации была низкой, что связано с низким уровнем различий рыб исследованных локальностей по использованным маркерам. Другим примером использования метода стал анализ динамики величин соотношений $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$, $\text{Se} : \text{Ca}$ и $\text{Sr} : \text{Ca}$ от ядра к периферии отолита, проведенный у сома *Brachyplatystoma rousseauxii* р. Амазонки. Исследователи подтвердили хоминг и протяженность миграций вида на расстоянии > 8000 км, что на сегодня является рекордной величиной для пресноводных рыб [Duronchelle et al., 2016; Hauser et al., 2020].

Идентификация особей заводского происхождения в смешанной выборке является одной из важных задач рыбного хозяйства, для решения которой также применяется метод микрохимического анализа кальцинированных структур. Один из наиболее значимых объектов рыбоводства — лососевые, молодь которых выпускается на естественный нагул, а производители осваиваются промыслом. При этом выживаемость молоди, выпускаемой с рыбоводных заводов, и анализ возврата производителей становятся ключевыми вопросами оценки эффективности мероприятий по искусственному воспроизводству и их влияния на естественные стада. Для идентификации особей заводского происхождения среди выборок лососевых, собранных в естественной среде обитания, метод успешно применялся в следующих случаях: при анализе выборок семги *S. salar* Шотландии [Adey et al., 2009], Франции [Perrier et al., 2011; Martin et al., 2013] и Норвегии [Flem et al., 2017, 2018; Uglem et al., 2020]; исследованиях стальноголового лосося *Oncorhynchus mykiss* [Watson et al., 2018] и озерной форели *Salvelinus namaycush* [Landsman et al., 2017] оз. Мичиган; анализа горбуши *Oncorhynchus gorbuscha* о. Хоккайдо [Tomida et al., 2014]; классификации кеты рыбоводных хозяйств восточного побережья Южной Кореи [Sohn et al., 2005]. Также метод использовался для оценки эффективности зарыбления пресных водоемов Северной и Южной Америки следующими видами рыб: щука-маскинонг *Esox masquinongy* штатов Иллинойс и Миннесота, США [Rude et al., 2014]; пираруку *Arapaima* spp. центральной Амазонки [Pereira et al., 2019]; белый басс *M. chrysops* водохранилища МакКонахи, Небраска, США [Perrion et al., 2020]; озерный осетр *A. fulvescens* р. Нельсон, Манитоба, США [Loeppky et al., 2020]. Среди морских рыб метод использовался при определении особей искусствен-

ного происхождения в популяциях морского басса *D. labrax* и морского леща *Sparus aurata* западной части Средиземного моря [Arechavala-Lopez et al., 2016], а также в выборках морских карасей *Acanthopagrus latus* Южно-Китайского моря [Wang et al., 2018] и *A. schlegelii* прибрежных вод о. Тайвань [Chang et al., 2019]. В указанных работах применялся анализ содержания различных элементов в мальковой (личиночной) зоне различных кальцинированных структур, который позволил выделить уникальные химические маркеры для рыб искусственного происхождения, что легло в основу их идентификации в смешанной выборке.

В некоторых случаях для идентификации особей искусственного происхождения в смешанной выборке проводится химическое мечение посадочного материала перед его выпуском в естественную среду обитания. Для этого в условиях аквакультуры используется иммерсионный способ: на определенный период особи помещаются в водную среду с содержанием специфического химического маркера, например стабильного изотопа ^{137}Ba или ^{86}Sr , которые применялись, в частности, для мечения яйцевых капсул каракатицеvidного кальмара *S. lessoniana* [Chiang et al., 2019] и молоди озерного осетра *A. fulvescens* [Loeppky et al., 2020]. Помимо упомянутых стабильных изотопов используются изотопы ^{135}Ba , ^{136}Ba , ^{134}Ba , ^{87}Sr , ^{84}Sr и редкоземельные металлы — лантан (La), самарий (Sm), диспорзий (Dy), европий (Eu), мечение которыми также проводится иммерсионным путем либо добавкой маркера в пищу [Woodcock et al., 2013]. Для дальнейшей идентификации маркера используется микрохимический анализ чешуи, отолитов либо других кальцинированных структур с использованием LA-ICP-MS метода. Альтернативным путем химического маркирования является использование тетрациклина, ализарина либо кальцеина. Эти вещества формируют соответственно желтые, фиолетовые либо зеленые метки на кальцинированных структурах, которые идентифицируются методами флуоресцентной микроскопии. Подробный обзор по химическим методам маркирования рыб представлен в работе Варрен-Маерс с соавторами [Warren-Myers et al., 2018]. Несмотря на ряд ограничений и риск смертности при мечении молоди, способ химического маркирования является относительно простым и дешевым вариантом мечения, который пригоден для долговременного мониторинга рыб, выпускаемых из рыбоводных заводов в естественную среду обитания. Отметим, что в настоящее время на Дальнем Востоке наиболее широко используется маркирование отолитов заводской молоди лососей сухим и термическим методами [Мякишев и др., 2019].

Экотоксикологические исследования и идентификация источников загрязнения водной среды могут также проводиться методами микрохимического анализа кальцинированных структур рыб. Так, установлена корреляция содержания ряда тяжелых металлов в отолитах особей американского угря *A. rostrata*, отловленных в районах с высоким уровнем загрязнений и повышенной концентрацией поллютантов в воде [Arslan, Secor, 2005]. Позднее эта связь была выдвинута в качестве рабочей гипотезы при использовании метода микрохимии отолитов красного снэппера *L. campechanus* [Nowling et al., 2011] и ручьевого форели *Salvelinus fontinalis* [Keller et al., 2018] для идентификации загрязнений водной среды от деятельности нефте- и газодобычи. Кроме того, метод применялся для оценки накопления пестицидов у различных форм кумжи, обитающей в зоне интенсивного сельского хозяйства в водосборе р. Клуэта, Новая Зеландия [Scholes et al., 2016]; идентификации использования зон с интенсивным уровнем загрязнения для нагула морских видов, например морского карася *Acanthopagrus butcheri* западной Австралии [Andronis et al., 2017] и двух видов сарг *Diplodus sargus sargus* и *D. vulgaris* северо-западного Средиземноморья [Bouchoucha et al., 2018]; а также для анализа процессов биоаккумуляции поллютантов у гренландской трески *Gadus ogac* и европейского керчака *Muohocephalus scorpius* в зоне разработки полезных ископаемых в Гренландии [Hansson et al., 2020].

Анализ динамики климатических условий и палеоклиматические реконструкции стали другими направлениями исследований, для которых используется метод.

Работа, посвященная анализу динамики климатических условий, была опубликована МакМуллин с соавторами [McMullin et al., 2017], которые анализировали отолиды антарктических рыб: криопелагического представителя нототениевых *Pagothenia borchgrevinki* и ледяной рыбы *Trematomus bernacchii* с придонным образом жизни. Авторами были проанализированы материалы, собранные с интервалом в 12 лет в зал. МакМурдо (McMurdo Sound), море Росса, Антарктика. Для обоих видов была установлена разница в содержании ключевых биоактивных и консервативных элементов, что связано с различием в состоянии ледовой обстановки в годы исследований. Примером палеоклиматической реконструкции служит работа Бертуцци с соавторами [Vertucci et al., 2018], где было проанализировано изотопное соотношение $\delta^{18}\text{O}$ и $\delta^{13}\text{C}$ для изучения динамики температуры прибрежных вод Бразилии в позднем голоцене. Авторами были восстановлены хронологические последовательности (5,60–0,68 тыс. лет до н.э.) величин солености и температуры, которые в разных районах побережья менялись в зависимости от динамики апвеллинга. В качестве другого примера палеореконструкций можно привести работу Авиглиано с соавторами [Avigliano et al., 2020], которыми были проведены исследования элементного состава отолидов *G. barbuis*, обнаруженных при археологических раскопках стоянок охотников-собирателей на побережье северной Патагонии, датируемых 1000–800 лет до н.э. Авторами были реконструированы миграции рыб, установлено предполагаемое место их поимки и размерный состав, свидетельствующий об использовании неселективных орудий для отлова рыб.

Реконструкция физиологических процессов, идентификация возраста и анализ роста также могут проводиться методами микрохимического анализа кальцинированных структур рыб. Физиологические процессы влияют на химический состав крови и, соответственно, отолидов. Экспериментальными работами на европейской камбале *Pleuronectes platessa* была прослежена темпоральная динамика концентрации элементов плазмы крови в зависимости от стадии онтогенеза и половой принадлежности рыб [Sturrock et al., 2014]. Результаты продемонстрировали существенное влияние физиологических процессов на концентрацию Mn, Cu, Zn, Se, Pb, Sr и Ca. Позднее Хесси с соавторами [Hüssy et al., 2016], используя воздействие сезонной динамики физиологических процессов на содержание химических элементов в ежегодных приростах отолидов, идентифицировали возраст трески *G. morhua* восточной Балтики. Результаты визуальной оценки возраста рыб из этого района зачастую были некорректными ввиду слабой выраженности ежегодных зон прироста на отолидах, что приводило к смещенным оценкам возрастного состава. Микрохимический анализ позволил выявить идентичность сезонной динамики включения меди, цинка и рубидия в состав отолидов для рыб из всех районов Балтийского и Северного морей, что позволило увеличить точность идентификации возраста для отдельных группировок вида. В качестве примера анализа процессов роста можно привести работу Райана с соавторами [Ryan et al., 2019], где проанализирована динамика соотношения Ва : Са от центра к периферии чешуи проходной кумжи Ирландии. Авторами изучались особи с известным морским приростом, который был оценен на основе РИТ-мечения. Оценки индивидуального прироста, основанные на результатах микрохимического анализа, характеризовались прямой корреляцией ($R^2 = 0,97$) с фактическим приростом, установленным по результатам мечения.

Заключение

Микрохимический анализ кальцинированных структур рыб служит современным аналитическим инструментом, позволяющим проводить онтогенетические реконструкции условий обитания и оценивать происхождение рыб. Основа метода — точечные измерения концентрации химических элементов и их изотопов от центра к периферии (либо в определенном участке) анализируемого образца, в качестве которого могут использоваться отолиды, чешуя и костные элементы рыб. Кроме того, метод успешно

применялся для анализа статолитов миног, а также клюва и статолитов головоногих. Как правило, для анализа используется масс-спектрометрия с индуктивно связанной плазмой и лазерной абляцией (LA-ICP-MS).

При анализе кальцинированных структур особей естественного происхождения в качестве маркера часто используются такие элементы, как Ba, Sr, Zn, Mg и Mn, концентрация которых выражена относительно содержания кальция. Также в качестве биогеохимического маркера применяют соотношение изотопов стронция $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$, стабильных изотопов азота $\delta^{15}\text{N}$, углерода $\delta^{13}\text{C}$ и кислорода $\delta^{18}\text{O}$. Для идентификации особей искусственного происхождения в смешанной выборке часто проводится химическое мечение посадочного материала перед его выпуском в естественную среду обитания, для этого используются стабильные изотопы ^{137}Ba , ^{136}Ba , ^{135}Ba , ^{134}Ba , ^{87}Sr , ^{86}Sr , ^{84}Sr , ряд редкоземельных металлов, тетрациклин, ализарин либо кальцеин. Комбинированное использование различных химических маркеров, а также сочетание методов микрохимического анализа с результатами генетических, морфологических и паразитологических исследований способно существенно повысить точность классификации данных. Статистическая обработка, как правило, проводится методами дискриминантного анализа.

Первые работы по использованию метода были опубликованы в конце 80-х — начале 90-х гг. прошлого века. На сегодняшний день большая часть опубликованных статей посвящена вопросам детерминации отдельных стад промысловых видов рыб, миграциям и происхождению особей. В большинстве случаев метод позволил успешно проводить онтогенетические реконструкции смены среды обитания особей, идентифицировать их происхождение либо проводить классификацию отдельных групп в смешанной выборке. Также метод применялся для изучения хоминга и стрейнга проходных рыб, анализа механизмов симпатричного сосуществования близкородственных видов, идентификации особей заводского происхождения в смешанной выборке, экотоксикологических исследований, исследований динамики климатических условий и палеоклиматических реконструкций, идентификации возраста, анализа роста и физиологических процессов. В отдельных случаях классификацию анализируемых данных проводить не удавалось, что было связано с низкой детерминирующей способностью использованных маркеров, особенностями миграций обследованных группировок рыб либо маскирующим эффектом других факторов, в частности физиологических. В целом можно заключить, что метод микрохимического анализа кальцинированных структур служит эффективным аналитическим инструментом для решения разноплановых фундаментальных и прикладных научных задач.

Можно полагать, что в рамках реализации Программы комплексных рыбохозяйственных исследований водных биологических ресурсов бассейна р. Амур (2020–2024 гг.) данный метод может быть использован в следующих исследованиях: исследования внутривидовой дифференциации, а также анализ хоминга кеты и горбуши, воспроизводящихся в различных притоках р. Амур; оценка коэффициентов возврата осенней кеты искусственного воспроизводства; анализ эффективности мер по искусственному воспроизводству эндемичных осетровых Амура — амурского осетра *Acipenser schrenckii* и калуги *A. dauricus* — путем химического маркирования рыболовной молоди и идентификация маркированных особей в смешанной выборке; онтогенетические реконструкции смены мест обитания с различной соленостью для амурского осетра и калуги; детерминация локальных стад, районов нагула и анализ миграций азиатской *Osmerus dentex* и обыкновенной малоротой корюшки *Hypomesus olidus*. В настоящее время метод апробируется для дифференциации кеты искусственного происхождения в смешанной выборке (в дополнение к термическому отолитному маркированию, проводимому ХабаровскНИРО совместно с Амурским филиалом ФГБУ «Главрыбвод»). Применение комбинированных методов позволит увеличить точность классификации особей в смешанной выборке, а полученные наработки будут использованы для оценки внутривидовой дифференциации лососей в бассейне р. Амур и в других направлениях.

Финансирование работы

Результаты настоящей работы были получены при частичной поддержке гранта № 2019-0858 Министерства высшего образования и науки Российской Федерации.

Соблюдение этических стандартов

Настоящий литературный обзор не содержит собственных экспериментальных данных, полученных с использованием животных или с участием людей. Библиографические ссылки на использованные в обзоре данные других авторов оформлены в соответствии с ГОСТом.

Список литературы

- Афанасьев Ю.И., Юрина Н.А., Котовский Е.Ф.** Гистология : моногр. — 5-е изд., перераб. и доп. — М. : Медицина, 2002. — 744 с.
- Бабаян В.К.** Предосторожный подход к оценке общего допустимого улова (ОДУ). Анализ и рекомендации по применению : моногр. — М. : ВНИРО, 2000. — 192 с.
- Бивертон Р., Холт С.** Динамика численности промысловых рыб : моногр. — М. : Пищ. пром-сть, 1969. — 248 с.
- Дементьева Т.Ф.** Биологическое обоснование промысловых прогнозов : моногр. — М. : Пищ. пром-сть, 1976. — 240 с.
- Мякишев М.С., Иванова М.А., Зеленников О.В.** К вопросу о мечении молоди тихоокеанских лососей и эффективности работы рыбоводных заводов // Биол. моря. — 2019. — Т. 45, № 5. — С. 342–348. DOI: 10.1134/S0134347519050085.
- Павлов Д.С., Кузицин К.В., Груздева М.А. и др.** Разнообразие жизненной стратегии мальмы *Salvelinus malma* (Walbaum) (Salmonidae, Salmoniformes) Камчатки: онтогенетические реконструкции по данным рентгенофлуоресцентного анализа микроэлементного состава регистрирующих структур // Докл. РАН. — 2013. — Т. 450, № 2. — С. 240–244. DOI: 10.7868/S0869565213150267.
- Павлов Д.С., Самойлов К.Ю., Кузицин К.В. и др.** Разнообразие жизненных стратегий судака *Sander lucioperca* (L.) Нижней Волги (по данным анализа микроэлементного состава отолитов) // Биол. внутр. вод. — 2016. — № 4. — С. 45–53. DOI: 10.7868/S0320965216040112.
- Рикер УЕ.** Методы оценки и интерпретация биологических показателей популяций рыб : моногр. — М. : Пищ. пром-сть, 1979. — 408 с. (Пер. с англ.)
- Adelir-Alves J., Daros F.A.L.M., Spach H.L. et al.** Otoliths as a tool to study reef fish population structure from coastal islands of south Brazil // Mar. Biol. Res. — 2018. — Vol. 14, № 9–10. — P. 973–988. DOI: 10.1080/17451000.2019.1572194.
- Adey E.A., Black K.D., Sawyer T. et al.** Scale microchemistry as a tool to investigate the origin of wild and farmed *Salmo salar* // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2009. — Vol. 390. — P. 225–235. DOI: 10.3354/meps08161.
- Allen P.J., Hobbs J.A., Cech J.J. et al.** Using trace elements in pectoral fin rays to assess life history movements in sturgeon: Estimating age at initial seawater entry in Klamath River green sturgeon // Transact. Amer. Fish. Soc. — 2009. — Vol. 138, Iss. 2. — P. 240–250. DOI: 10.1577/T08-061.1.
- Alò D., Correa C., Samaniego H. et al.** Otolith microchemistry and diadromy in Patagonian river fishes // Peer J. — 2019. — Vol. 7. DOI: 10.7717/peerj.6149.
- Amano Y., Kuwahara M., Takahashi T. et al.** Low-fidelity homing behaviour of Biwa salmon *Oncorhynchus* sp. landlocked in Lake Biwa as inferred from otolith elemental and Sr isotopic compositions // Fish. Sci. — 2018. — Vol. 84. — P. 799–813. DOI: 10.1007/s12562-018-1220-7.
- Andronis C., Evans N.J., McDonald B.J. et al.** Otolith microchemistry: Insights into bioavailable pollutants in a man-made, urban inlet // Mar. Pollut. Bull. — 2017. — Vol. 118, Iss. 1–2. — P. 382–387. DOI: 10.1016/j.marpolbul.2017.02.037.
- Arai T., Chino N.** Opportunistic migration and habitat use of the giant mottled eel *Anguilla marmorata* (Teleostei: Elopomorpha) // Sci. Rep. — 2018. — Vol. 8. DOI: 10.1038/s41598-018-24011-z.
- Arai T., Hirata T., Takagi Y.** Application of laser ablation ICPMS to trace the environmental history of chum salmon *Oncorhynchus keta* // Mar. Environ. Res. — 2007. — Vol. 63, Iss. 1. — P. 55–66. DOI: 10.1016/j.marenvres.2006.06.003.
- Arai T., Levin A.V., Boltunov A.N., Miyazaki N.** Migratory history of the Russian sturgeon *Acipenser guldenstadti* in the Caspian Sea, as revealed by pectoral fin spine Sr:Ca ratios // Mar. Biol. — 2002. — Vol. 141, Iss. 2. — P. 315–319. DOI: 10.1007/s00227-002-0820-y.

- Araya M., Niklitschek E.J., Secor D.H., Piccoli P.M.** Partial migration in introduced wild chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) of southern Chile // Estuarine, Coastal and Shelf Science. — 2014. — Vol. 149. — P. 87–95. DOI: 10.1016/j.ecss.2014.07.011.
- Archavala-Lopez P., Milosevic-Gonzalez M., Sanchez-Jerez P.** Using trace elements in otoliths to discriminate between wild and farmed European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) and Gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) // Intern. Aquat. Res. — 2016. — Vol. 8. — P. 263–273. DOI: 10.1007/s40071-016-0142-1.
- Arkhipkin A.I., Campana S.E., FitzGerald J., Thorrold S.R.** Spatial and temporal variation in elemental signatures of statoliths from the Patagonian longfin squid (*Loligo gahi*) // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2004. — Vol. 61. — P. 1212–1224. DOI: 10.1139/F04-075.
- Arslan Z., Secor D.H.** Analysis of trace transition elements and heavy metals in fish otoliths as tracers of habitat use by American eels in the Hudson River estuary // Estuaries and Coasts. — 2005. — Vol. 28, № 3. — P. 382–393. DOI: 10.1007/bf02693921.
- Artetxe-Arrate I., Fraile I., Crook D.A. et al.** Otolith microchemistry: a useful tool for investigating stock structure of yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) in the Indian Ocean // Mar. Freshwater Res. — 2019. — Vol. 70, Iss. 12. — P. 1708–1721. DOI: 10.1071/MF19067.
- Avigliano E., Carvalho B., Velasco G. et al.** Nursery areas and connectivity of the adults anadromous catfish (*Genidens barbatus*) revealed by otolith-core microchemistry in the south-western Atlantic Ocean // Mar. Freshwater Res. — 2016. — Vol. 68, Iss. 5. — P. 931–940. DOI: 10.1071/MF16058.
- Avigliano E., Domanico A., Sánchez S., Volpedo A.V.** Otolith elemental fingerprint and scale and otolith morphometry in *Prochilodus lineatus* provide identification of natal nurseries // Fish. Res. — 2017a. — Vol. 186. — P. 1–10. DOI: 10.1016/j.fishres.2016.07.026.
- Avigliano E., Maichak de Carvalho B., Leisen M. et al.** Otolith edge fingerprints as approach for stock identification of *Genidens barbatus* // Estuarine, Coastal and Shelf Science. — 2017b. — Vol. 197. — P. 92–96. DOI: 10.1016/j.ecss.2017.06.008.
- Avigliano E., Maichak de Carvalho B., Miller N. et al.** Fin spine chemistry as a non-lethal alternative to otoliths for stock discrimination in an endangered catfish species // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2019. — Vol. 614. — P. 147–157. DOI: 10.3354/meps12895.
- Avigliano E., Martínez G., Stoessel L. et al.** Otoliths as indicators for fish behaviour and procurement strategies of hunter-gatherers in North Patagonia // Heliyon. — 2020. — Vol. 6, Iss. 3. DOI: 10.1016/j.heliyon.2020.e03438.
- Avigliano E., Pisonero J., Dománico A. et al.** Spatial segregation and connectivity in young and adult stages of *Megaleporinus obtusidens* inferred from otolith elemental signatures: Implications for management // Fish. Res. — 2018a. — Vol. 204. — P. 239–244. DOI: 10.1016/j.fishres.2018.03.007.
- Avigliano E., Pisonero J., Sánchez S. et al.** Estimating contributions from nursery areas to fish stocks in freshwater systems using otolith fingerprints: The case of the streaked prochilod in the La Plata Basin (South America) // River Res. Applic. — 2018b. — Vol. 34, Iss. 7. — P. 863–872. DOI: 10.1002/rra.3304.
- Avigliano E., Velasco G., Volpedo A.V.** Use of lapillus otolith microchemistry as an indicator of the habitat of *Genidens barbatus* from different estuarine environments in the southwestern Atlantic Ocean // Environ. Biol. Fish. — 2015. — Vol. 98. — P. 1623–1632. DOI: 10.1007/s10641-015-0387-3.
- Barton D.P., Taillebois L., Taylor J. et al.** Stock structure of *Lethrinus laticaudis* (Lethrinidae) across northern Australia determined using genetics, otolith microchemistry and parasite assemblage composition // Mar. Freshwater Res. — 2018. — Vol. 69, Iss. 4. — P. 487–501. DOI: 10.1071/MF17087.
- Beck A.J., Charette M.A., Cochran J.K. et al.** Dissolved strontium in the subterranean estuary — Implications for the marine strontium isotope budget // Geochimica et Cosmochimica Acta. — 2013. — Vol. 117. — P. 33–52. DOI: 10.1016/j.gca.2013.03.021.
- Benjamin J.R., Wetzel L.A., Martens K.D. et al.** Spatio-temporal variability in movement, age, and growth of mountain whitefish (*Prosopium williamsoni*) in a river network based upon PIT tagging and otolith chemistry // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2014. — Vol. 71, № 1. — P. 131–140. DOI: 10.1139/cjfas-2013-0279.
- Bertucci T., Aguilera O., Vasconcelos C. et al.** Late Holocene palaeotemperatures and palaeoenvironments in the Southeastern Brazilian coast inferred from otolith geochemistry // Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology. — 2018. — Vol. 503. — P. 40–50. DOI: 10.1016/j.palaeo.2018.04.030.
- Bijvelds M.J., Flik G., Kolar Z.I., Bonga S.E.W.** Uptake, distribution and excretion of magnesium in *Oreochromis mossambicus*: dependence on magnesium in diet and water // Fish Physiol. Biochem. — 1996. — Vol. 15, Iss. 4. — P. 287–298. DOI: 10.1007/BF02112355.

Bilton H.T. Factors influencing the formation of scale characters // North Pacific Fish Comm. Bull. — 1975. — Vol. 32. — P. 102–108.

Biolé F.G., Thompson G.A., Vargas C.V. et al. Fish stocks of *Urophycis brasiliensis* revealed by otolith fingerprint and shape in the Southwestern Atlantic Ocean // Estuarine, Coastal and Shelf Science. — 2019. — Vol. 229. DOI: 10.1016/j.ecss.2019.106406.

Blair J.M., Hicks B.J. Otolith microchemistry of koi carp in the Waikato region, New Zealand: a tool for identifying recruitment locations? // Inland Waters. — 2012. — Vol. 2, Iss. 3. — P. 109–118. DOI: 10.5268/IW-2.3.480.

Bouchoucha M., Pecheyran C., Gonzalez J.L. et al. Otolith fingerprints as natural tags to identify juvenile fish life in ports // Estuarine, Coastal and Shelf Science. — 2018. — Vol. 212. — P. 210–218. DOI: 10.1016/j.ecss.2018.07.008.

Bradbury I.R., Campana S.E., Bentzen P. Otolith elemental composition and adult tagging reveal spawning site fidelity and estuarine dependency in rainbow smelt // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2008. — Vol. 368. — P. 255–268. DOI: 10.3354/meps07583.

Brennan S.R., Schindler D.E. Linking otolith microchemistry and dendritic isoscapes to map heterogeneous production of fish across river basins // Ecol. Appl. — 2017. — Vol. 27, Iss. 2. — P. 363–377. DOI: 10.1002/eap.1474.

Brennan S.R., Zimmerman C.E., Fernandez D.P. et al. Strontium isotopes delineate fine-scale natal origins and migration histories of Pacific salmon // Sci. Advances. — 2015. — Vol. 1, № 4. DOI: 10.1126/sciadv.1400124.

Brickle P., Schuchert P.C., Arkhipkin A.I. et al. Otolith Trace Elemental Analyses of South American Austral Hake, *Merluccius australis* (Hutton, 1872) Indicates Complex Salinity Structuring on their Spawning/Larval Grounds // PLoS One. — 2016. — Vol. 11, Iss. 1: e0145479. DOI: 10.1371/journal.pone.0145479.

Brusher J.H., Schull J. Non-lethal age determination for juvenile goliath grouper *Epinephelus itajara* from southwest Florida // Endang. Spec. Res. — 2009. — Vol. 7. — P. 205–212. DOI: 10.3354/esr00126.

Caccavo J.A., Ashford J.R., Ryan S. et al. Spatial structuring and life history connectivity of Antarctic silverfish along the southern continental shelf of the Weddell Sea // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2019. — Vol. 624. — P. 195–212. DOI: 10.3354/meps13017.

Campana S.E. Chemistry and composition of fish otoliths: pathways, mechanisms and applications // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 1999. — Vol. 188. — P. 263–297. DOI: 10.3354/meps188263.

Campana S.E. Otolith elemental composition as a natural marker of fish stocks // Stock identification methods applications in fishery science / ed. by S.X. Cadrin, K.D. Friedland, J.R. Waldman. — Elsevier, 2005. — Ch. 12. — P. 227–245. DOI: 10.1016/B978-012154351-8/50013-7.

Campana S.E., Chouinard G.A., Hanson J.M. et al. Otolith elemental fingerprints as biological tracers of fish stocks // Fish. Res. — 2000. — Vol. 46, Iss. 1–3. — P. 343–357. DOI: 10.1016/S0165-7836(00)00158-2.

Campana S.E., Fowler A.J., Jones C.M. Otolith elemental fingerprinting for stock identification of Atlantic cod (*Gadus morhua*) using laser ablation ICPMS // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 1994. — Vol. 51. — P. 1942–1950. DOI: 10.1139/f94-196.

Campana S.E., Neilson J.D. Daily growth increments in otoliths of starry flounder (*Platichthys stellatus*) and the influence of some environmental variables in their production // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 1982. — Vol. 39, № 7. — P. 937–942. DOI: 10.1139/f82-127.

Carlson A.K., Fincel M.J., Graeb B.D.S. Otolith microchemistry reveals natal origins of walleyes in Missouri River reservoirs // North Amer. J. Fish. Manag. — 2016. — Vol. 36, Iss. 2. — P. 341–350. DOI: 10.1080/02755947.2015.1135214.

Carlson A.K., Phelps Q.E., Graeb B.D.S. Chemistry to conservation: Using otoliths to advance recreational and commercial fisheries management // J. Fish Biol. — 2017. — Vol. 90, Iss. 2. — P. 505–527. DOI: 10.1111/jfb.13155.

Carragher J.F., Sumpter J.P. The mobilization of calcium from calcified tissues of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) induced to synthesize vitellogenin // Comp. Biochem. Physiol. — 1991. — Vol. 99, Iss. 1–2. — P. 169–172. DOI: 10.1016/0300-9629(91)90253-9.

Chang M., Tzeng W., You C. Using otolith trace elements as biological tracer for tracking larval dispersal of black porgy, *Acanthopagrus schlegeli* and yellowfin seabream, *A. latus* among estuaries of western Taiwan // Environ. Biol. Fish. — 2012. — Vol. 95. — P. 491–502. DOI: 10.1007/s10641-012-0081-7.

- Chang W., Shih C., Lin H. et al.** Discrimination of wild and hatchery-reared black porgy *Acanthopagrus schlegelii* using otolith elements analysis of magnesium and manganese // Open J. Mar. Sci. — 2019. — Vol. 9, № 1. — P. 18–32. DOI: 10.4236/ojms.2019.91002.
- Chiang C.-I., Chung M.-T., Shih T.-W. et al.** Evaluation of the ^{137}Ba mass-marking technique and potential effects in the early life history stages of *Sepioteuthis lessoniana* // Mar. Freshwater Res. — 2019. — Vol. 70. — P. 1698–1707. DOI: 10.1071/MF18325.
- Ching T.-Y., Chen C.-S., Wang C.-H.** Spatiotemporal variations in life-history traits and statolith trace elements of *Sepioteuthis lessoniana* populations around northern Taiwan // J. Mar. Biol. Assoc. UK. — 2017. — Vol. 99, Iss. 1. — P. 1–11. DOI: 10.1017/S0025315417001801.
- Chittaro P.M., Usseglio P., Fryer B.J., Sale P.F.** Using otolith microchemistry of *Haemulon flavolineatum* (French grunt) to characterize mangroves and coral reefs throughout Turneffe Atoll, Belize: difficulties at small spatial scales // Estuaries. — 2005. — Vol. 28, № 3. — P. 373–381. DOI: 10.1007/BF02693920.
- Ciepiela L.R., Walters A.W.** Life-history variation of two inland salmonids revealed through otolith microchemistry analysis // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2019. — Vol. 76, № 11. — P. 1971–1981. DOI: 10.1139/cjfas-2018-0087.
- Clarke A.D., Telmer K.H., Shrimpton J.M.** Elemental analysis of otoliths, fin rays and scales: a comparison of bony structures to provide population and life-history information for the Arctic grayling (*Thymallus arcticus*) // Ecol. Freshwater Fish. — 2007. — Vol. 16, Iss. 3. — P. 354–361. DOI: 10.1111/j.1600-0633.2007.00232.x.
- Clarke A.D., Telmer K.H., Shrimpton J.M.** Movement patterns of fish revealed by otolith microchemistry: a comparison of putative migratory and resident species // Environ. Biol. Fish. — 2015. — Vol. 98, Iss. 6. — P. 1583–1597. DOI: 10.1007/s10641-015-0384-6.
- Coiraton C., Amezcua F.** In utero elemental tags in vertebrae of the scalloped hammerhead shark *Sphyrna lewini* reveal migration patterns of pregnant females // Sci. Rep. — 2020. — Vol. 10. DOI: 10.1038/s41598-020-58735-8.
- Courtemanche D.A., Whoriskey Jr.F.G., Bujold V., Curry R.A.** Assessing anadromy of brook char (*Salvelinus fontinalis*) using scale microchemistry // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2006. — Vol. 63, № 5. — P. 995–1006. DOI: 10.1139/f06-009.
- Coutant C.C., Chen C.H.** Strontium microstructure in scales of freshwater and estuarine striped bass (*Morone saxatilis*) detected by laser ablation mass spectrometry // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 1993. — Vol. 50, № 6. — P. 1318–1323. DOI: 10.1139/f93-149.
- Crook D.A., Wedd D., Berra T.M.** Analysis of otolith $^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$ to elucidate salinity histories of Nurseryfish *Kurtus gulliveri* (Perciformes: Kurtidae) in a tropical lowland river in northern Australia // Freshwater Sci. — 2015. — Vol. 34, Iss. 2. — P. 609–619. DOI: 10.1086/681022.
- Cuevas M.J., Górski K., Castro L.R. et al.** Otolith elemental composition reveals separate spawning areas of anchoveta, *Engraulis ringens*, off central Chile and northern Patagonia // Sci. Mar. — 2019. — Vol. 83, Iss. 4. — P. 317–326. DOI: 10.3989/scimar.04918.28A.
- David B.O., Jarvis M., Özkundakci D. et al.** To sea or not to sea? Multiple lines of evidence reveal the contribution of non-diadromous recruitment for supporting endemic fish populations within New Zealand's longest river // Aquat. Conserv.: Mar. Freshw. Ecosyst. — 2019. — Vol. 29, Iss. 9. — P. 1409–1423. DOI: 10.1002/aqc.3022.
- Degens E.T., Deuser W.G., Haedrich R.L.** Molecular structure and composition of fish otoliths // Mar. Biol. — 1969. — Vol. 2. — P. 105–113. DOI: 10.1007/BF00347005.
- Döring J., Wagner C., Tiedemann M. et al.** Spawning energetics and otolith microchemistry provide insights into the stock structure of bonga shad *Ethmalosa fimbriata* // J. Fish Biol. — 2019. — Vol. 94, Iss. 2. — P. 241–250. DOI: 10.1111/jfb.13881.
- Duponchelle F., Pouilly M., Pécheyran C. et al.** Trans-Amazonian natal homing in giant catfish // J. Appl. Ecol. — 2016. — Vol. 53, Iss. 5. — P. 1511–1520. DOI: 10.1111/1365-2664.12665.
- Edmonds J.S., Moran M.J., Caputi N., Morita M.** Trace element analysis of fish sagittae as an aid to stock identifications: pink snapper (*Chrysophrys auratus*) in western Australian waters // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 1989. — Vol. 46, № 1. — P. 50–54. DOI: 10.1139/f89-007.
- El Meknassi S., Dera G., Cardone T. et al.** Sr isotope ratios of modern carbonate shells: Good and bad news for chemostratigraphy // Geology. — 2018. — Vol. 46, Iss. 11. — P. 1003–1006. DOI: 10.1130/G45380.1.
- Elsdon T.S., Wells B.K., Campana S.E. et al.** Otolith chemistry to describe movements and life-history parameters of fishes: Hypotheses, assumptions, limitations and inferences // Ocean. Mar. Biol. — 2008. — Vol. 46. — P. 297–330.

Farrell J., Campana S.E. Regulation of calcium and strontium deposition on the otoliths of juvenile tilapia, *Oreochromis niloticus* // Comp. Biochem. Physiol. Part A: Physiology. — 1996. — Vol. 115, Iss. 2. — P. 103–109. DOI: 10.1016/0300-9629(96)00015-1.

Ferreira I., Santos D., Moreira C. et al. Population structure of *Chelidonichthys lucerna* in Portugal mainland using otolith shape and elemental signatures // Mar. Biol. Res. — 2019. — Vol. 15, Iss. 8–9. — P. 500–512. DOI: 10.1080/17451000.2019.1673897.

Feyrer F., Hobbs J., Baerwald M. et al. Otolith microchemistry provides information complementary to microsatellite DNA for a migratory fish // Transact. Amer. Fish. Soc. — 2007. — Vol. 136, Iss. 2. — P. 469–476. DOI: 10.1577/T06-044.1.

Flem B., Benden T.F., Finne T.E. et al. The fish farm of origin is assigned by the element profile of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) scales in a simulated escape event // Fish. Res. — 2018. — Vol. 206. — P. 1–13. DOI: 10.1016/j.fishres.2018.04.025.

Flem B., Moen V., Finne T. et al. Trace element composition of smolt scales from Atlantic salmon (*Salmo salar* L.), geographic variation between hatcheries // Fish. Res. — 2017. — Vol. 190. — P. 183–196. DOI: 10.1016/j.fishres.2017.02.010.

Fortunato R.C., González-Castro M., Galán A.R. et al. Identification of potential fish stocks and lifetime movement patterns of *Mugil liza* Valenciennes, 1836 in the Southwestern Atlantic Ocean // Fish. Res. — 2017. — Vol. 193. — P. 164–172. DOI: 10.1016/j.fishres.2017.04.005.

Fukushima M., Jutagate T., Grudpan C. et al. Potential effects of hydroelectric dam development in the Mekong River basin on the migration of Siamese mud carp (*Henicorhynchus siamensis* and *H. lobatus*) elucidated by otolith microchemistry // PloS One. — 2014. — Vol. 9, Iss. 8: e103722. DOI: 10.1371/journal.pone.0103722.

Gabrielsson R.M., Kim J., Reid M.R. et al. Does the trace element composition of brown trout *Salmo trutta* eggs remain unchanged in spawning redds? // J. Fish Biol. — 2012. — Vol. 81, Iss. 6. — P. 1871–1879. DOI: 10.1111/j.1095-8649.2012.03396.x.

Gahagan B.I., Vokoun J.C., Whitlege G.W., Schultz E.T. Evaluation of otolith microchemistry for identifying natal origin of anadromous river herring in Connecticut // Mar. Coast. Fish. — 2012. — Vol. 4, Iss. 1. — P. 358–372. DOI: 10.1080/19425120.2012.675967.

Galleguillos R., Ferrada S., Canales-Aguirre C. et al. Análisis de genética de poblaciones // Unidades poblacionales de merluza de tres aletas (*Micromesistius australis*) / preparado por Niklitschek E., Canales C., Ferrada S. et al. — Coyhaique, 2009. — P. 34–49.

Gaston T.F., Suthers I.M. Spatial variation in $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ of liver, muscle and bone in a rocky reef planktivorous fish: the relative contribution of sewage // J. Exp. Mar. Biol. Ecol. — 2004. — Vol. 304. — P. 17–33. DOI: 10.1016/j.jembe.2003.11.022.

Gauldie R.W., Sharma S.K., Volk E. Micro-Raman spectral study of vaterite and aragonite otoliths of the coho salmon, *Oncorhynchus kisutch* // Comp. Biochem. Physiol. Part A: Physiology. — 1997. — Vol. 118, Iss. 3. — P. 753–757. DOI: 10.1016/S0300-9629(97)00059-5.

Geffen A.J., Nash R.D.M., Dickey-Collas M. Characterization of herring populations west of the British Isles: an investigation of mixing based on otolith microchemistry // ICES J. Mar. Sci. — 2011. — Vol. 68, Iss. 7. — P. 1447–1458. DOI: 10.1093/icesjms/fsr051.

Gillanders B.M. Trace metals in four structures of fish and their use for estimates of stock structure // Fish. Bull. — 2001. — Vol. 99. — P. 410–419.

Gleason C.M., Norcross B.L., Spaleta K. Otolith chemistry discriminates water mass occupancy of Arctic fishes in the Chukchi Sea // Mar. Freshwater Res. — 2016. — Vol. 67, Iss. 7. — P. 967–979. DOI: 10.1071/MF15084.

Glimcher M.J. The nature of the mineral phase in bone: Biological and clinical implications // Metabolic bone disease and clinically related disorders / ed. by L.V. Avioli, S.M. Krane. — San Diego, CA: Academic Press, 1998. — Chap. 2. — P. 23–52.

Green C.P., Robertson S.G., Hamer P.A. et al. Combining statolith element composition and Fourier shape data allows discrimination of spatial and temporal stock structure of arrow squid (*Nototodarus gouldi*) // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2015. — Vol. 72. — P. 1–10. DOI: 10.1139/cjfas-2014-0559.

Guidetti P., Petrillo M., De Benedetto G., Albertelli G. The use of otolith microchemistry to investigate spawning patterns in European anchovy: A case study in the eastern Ligurian Sea (NW Mediterranean) // Fish. Res. — 2013. — Vol. 139. — P. 1–4. DOI: 10.1016/j.fishres.2012.10.015.

Guillou A., Delanoue J. Use of strontium as a nutritional marker for farm-reared brook trout // The Prog. Fish-Cult. — 1987. — Vol. 49. — P. 34–39. DOI: 10.1577/1548-8640(1987)49<34:YO-SAN>2.0.CO;2.

Gunn J.S., Harrowfield I.R., Proctor C.H., Thresher R.E. Electron probe microanalysis of fish otoliths — evaluation of techniques for studying age and stock discrimination // J. Exp. Mar. Biol. Ecol. — 1992. — Vol. 158, Iss. 1. — P. 1–36. DOI: 10.1016/0022-0981(92)90306-U.

Hale L.F., Dudgeon J.V., Mason A.Z., Lowe C.G. Elemental signatures in the vertebral cartilage of the round stingray, *Urobatis halleri*, from Seal Beach, California // Environ. Biol. Fish. — 2006. — Vol. 77, Iss. 3–4. — P. 317–325. DOI: 10.1007/s10641-006-9124-2.

Hand C.P., Ludsin S.A., Fryer B.J., Marsden E.J. Statolith microchemistry as a technique for discriminating among Great Lakes sea lamprey (*Petromyzon marinus*) spawning tributaries // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2008. — Vol. 65. — P. 1153–1164.

Hansson S.V., Desforges J.-P., van Beest F.M. et al. Bioaccumulation of mining derived metals in blood, liver, muscle and otoliths of two Arctic predatory fish species (*Gadus ogac* and *Myoxocephalus scorpius*) // Env. Res. — 2020. — Vol. 183. DOI: 10.1016/j.envres.2020.109194.

Hata M., Kawakami T., Otake T. Immediate impact of the tsunami associated with the 2011 Great East Japan Earthquake on the *Plecoglossus altivelis altivelis* population from the Sanriku coast of northern Japan // Environ. Biol. Fish. — 2016. — Vol. 99. — P. 527–538.

Hauser M., Duponchelle F., Hermann T.W. et al. Unmasking continental natal homing in goliath catfish from the upper Amazon // Freshwater Biol. — 2020. — Vol. 65, Iss. 2. — P. 325–336. DOI: 10.1111/fwb.13427.

Hedger R.D., Atkinson P.M., Thibault I., Dodson J.J. A quantitative approach for classifying fish otolith strontium: calcium sequences into environmental histories // Ecol. Informatics. — 2008. — Vol. 3, № 3. — P. 207–217. DOI: 10.1016/j.ecoinf.2008.04.001.

Hegg J.C., Kennedy B.P., Chittaro P. What did you say about my mother? The complexities of maternally derived chemical signatures in otoliths // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2019. — Vol. 76, № 1. — P. 81–94. DOI: 10.1139/cjfas-2017-0341.

Heidemann F., Marohn L., Hinrichsen H.H. et al. Suitability of otolith microchemistry for stock separation of Baltic cod // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2012. — Vol. 465. — P. 217–226. DOI: 10.3354/meps09922.

Hill K.T., Cailliet G.M., Radtke R.L. A comparative analysis of growth zones in four calcified structures of Pacific blue marlin, *Makaira nigricans* // Fish. Bull. — 1989. — Vol. 87, Iss. 4. — P. 829–843.

Hobbs J.A., Lewis L.S., Ikemiyagi N. et al. The use of otolith strontium isotopes ($^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$) to identify nursery habitat for a threatened estuarine fish // Environ. Biol. Fish. — 2010. — Vol. 89. — P. 557–569. DOI: 10.1007/s10641-010-9672-3.

Humston R., Doss S.S., Wass C. et al. Isotope geochemistry reveals ontogeny of dispersal and exchange between main-river and tributary habitats in smallmouth bass *Micropterus dolomieu* // J. Fish Biol. — 2017. — Vol. 90, Iss. 2. — P. 528–548. DOI: 10.1111/jfb.13073.

Hüssy K., Gröger J., Heidemann F. et al. Slave to the rhythm: seasonal signals in otolith microchemistry reveal age of eastern Baltic cod (*Gadus morhua*) // ICES J. Mar. Sci. — 2016. — Vol. 73, Iss. 4. — P. 1019–1032. DOI: 10.1093/icesjms/fsv247.

Hutchinson J.J., Trueman C.N. Stable isotope analyses of collagen in fish scales: limitations set by scale architecture // J. Fish Biol. — 2006. — Vol. 69, Iss. 6. — P. 1874–1880. DOI: 10.1111/j.1095-8649.2006.01234.x.

Izzo C., Huvencers C., Drew M. et al. Vertebral chemistry demonstrates movement and population structure of bronze whaler // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2016. — Vol. 556. — P. 195–207. DOI: 10.3354/meps11840.

Izzo C., Reis-Santos P., Gillanders B.M. Otolith chemistry does not just reflect environmental conditions: A meta-analytic evaluation // Fish and Fisheries. — 2018. — Vol. 19, Iss. 3. — P. 441–454. DOI: 10.1111/faf.12264.

Jacobsen J.A., Hansen L.P. Conventional tagging methods in stock identification: internal and external tags : ICES ASC 2004/EE:29. — 2004. — 16 p.

Jarić I., Lenhardt M., Pallon J. et al. Insight into Danube sturgeon life history: trace element assessment in pectoral fin rays // Environ. Biol. Fish. — 2011. — Vol. 90, Iss. 2. — P. 171–181. DOI: 10.1007/s10641-010-9728-4.

Jones R. Manual of methods for fish stock assessment, Part 4. Marking : Fao Fisheries Technical Paper. — 1966. — № 51, Suppl 1. — 109 p.

Kafemann R., Adlerstein S., Neukamm R. Variation in otolith strontium and calcium ratios as an indicator of life-history strategies of freshwater fish species within a brackish water system // Fish. Res. — 2000. — Vol. 46, Iss. 1–3. — P. 313–325. DOI: 10.1016/s0165-7836(00)00156-9.

Kalish J.M. Use of otolith microchemistry to distinguish the progeny of sympatric anadromous and non-anadromous salmonids // *Fish. Bull.* — 1990. — Vol. 88. — P. 657–666.

Kang S., Kim S., Telmer K. et al. Stock identification and life history interpretation using trace element signatures in salmon otoliths // *Ocean Sci. J.* — 2014. — Vol. 49, Iss. 3. — P. 201–210. DOI: 10.1007/s12601-014-0020-y.

Keenleyside K.A. Elemental composition of vertebral bone of the northern redbelly dace (*Phoxinus eos*) in relation to lake environmental factors : M. Sc. — Univ. of Toronto, Ontario, Canada, 1992.

Keller D.H., Zelanko P.M., Gagnon J.E. et al. Linking otolith microchemistry and surface water contamination from natural gas mining // *Environ. Pollut.* — 2018. — Vol. 240. — P. 457–465. DOI: 10.1016/j.envpol.2018.04.026.

Kennedy B.P., Blum J.D., Folt C.L., Nislow K.H. Using natural strontium isotopic signatures as fish markers: Methodology and application // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2000. — Vol. 57, № 11. — P. 2280–2292. DOI: 10.1139/cjfas-57-11-2280.

Kerr L.A., Campana S.E. Chemical composition of fish hard parts as a natural marker of fish stocks // *Stock identification methods* / ed. by S.X. Cadrin, L.A. Kerr, S. Mariani. — San Diego : Academic Press, 2014. — Chap. 11. — P. 205–234. DOI: 10.1016/B978-0-12-397003-9.00011-4.

Kerr L.A., Secor D.H., Kraus R.T. Stable isotope ($\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{18}\text{O}$) and Sr/Ca composition of otoliths as proxies for environmental salinity experienced by an estuarine fish // *Mar. Ecol. Prog. Ser.* — 2007. — Vol. 349. — P. 245–253. DOI: 10.3354/meps07064.

Lall S.P. The minerals // *Fish nutrition* / ed. by J.E. Halver, R.W. Hardy. — San Diego : Academic, 2002. — P. 259–308. DOI: 10.1016/B978-012319652-1/50006-9.

Landsman S., Stein J.A., Whitley G., Robillard S.R. Stable oxygen isotope analysis confirms natural recruitment of Lake Michigan-origin Lake Trout (*Salvelinus namaycush*) to the adult life stage // *Fish. Res.* — 2017. — Vol. 190. — P. 15–23. DOI: 10.1016/j.fishres.2017.01.013.

Lazartigues A.V., Plourde S., Dodson J.J. et al. Determining natal sources of capelin in a boreal marine park using otolith microchemistry // *ICES J. Mar. Sci.* — 2016. — Vol. 73, Iss. 10. — P. 2644–2652. DOI: 10.1093/icesjms/fsw104.

Ley J.A., Rolls H.J. Using otolith microchemistry to assess nursery habitat contribution and function at a fine spatial scale // *Mar. Ecol. Prog. Ser.* — 2018. — Vol. 606. — P. 151–173. DOI: 10.3354/meps12765.

Liden K., Angerbjörn A. Dietary change and stable isotopes: a model of growth and dormancy in cave bears // *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences.* — 1999. — Vol. 266(1430). — P. 1779–1783. DOI: 10.1098/rspb.1999.0846.

Limburg K.E., Elfman M., Kristiansson P. et al. New insights into fish ecology via nuclear microscopy of otoliths // *AIP Conference Proceedings: Proceedings of 17th International Conference on Applications of Accelerators in Research and Industry.* — 2003. — Vol. 680, Iss. 1. — P. 339–342. DOI: 10.1063/1.1619730.

Limburg K.E., Landergren P., Westin L. et al. Flexible modes of anadromy in Baltic sea trout: making the most of marginal spawning streams // *J. Fish Biol.* — 2001. — Vol. 59, Iss. 3. — P. 682–695. DOI: 10.1111/j.1095-8649.2001.tb02372.x.

Loepky A.R., McDougall C.A., Anderson W.G. Identification of hatchery-reared Lake Sturgeon *Acipenser fulvescens* using natural elemental signatures and stable isotope marking of fin rays // *North Amer. J. Fish. Manag.* — 2020. — Vol. 40, Iss. 1. — P. 61–74. DOI: 10.1002/nafm.10372.

Longmore C., Fogarty K., Neat F. et al. A comparison of otolith microchemistry and otolith shape analysis for the study of spatial variation in a deep-sea teleost, *Coryphaenoides rupestris* // *Environ. Biol. Fish.* — 2010. — Vol. 89, Iss. 3. — P. 591–605. DOI: 10.1007/s10641-010-9674-1.

Lowe M.R., DeVries D.R., Wright R.A. et al. Otolith microchemistry reveals substantial use of freshwater by southern flounder in the northern Gulf of Mexico // *Estuaries and Coasts.* — 2011. — Vol. 34, № 3. — P. 630–639. DOI: 10.1007/s12237-010-9335-9.

Mai A.C.G., dos Santos M.L., Lemos V.M., Vieira J.P. Discrimination of habitat use between two sympatric species of mullets, *Mugil curema* and *Mugil liza* (Mugiliformes: Mugilidae) in the rio Tramandai Estuary, determined by otolith chemistry // *Neotrop. Ichthyol.* — 2018. — Vol. 16, № 2. DOI: 10.1590/1982-0224-20170045.

Manual of fish sclerochronology / eds by J. Panfili, H. Pontual (de), H. Troadec, P.J. Wright. — Brest, France : Ifremer-IRD coedition, 2002. — 464 p.

Martin J., Bareille G., Berail S. et al. Persistence of a southern Atlantic salmon population: Diversity of natal origins from otolith elemental and Sr isotopic signatures // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2013. — Vol. 70, № 2. — P. 182–197. DOI: 10.1139/cjfas-2012-0284.

McMullin R.M., Wing S.R., Reid M.R. Ice fish otoliths record dynamics of advancing and retreating sea ice in Antarctica // *Limnol. Oceanogr.* — 2017. — Vol. 62, Iss. 6. — P. 2662–2673. DOI: 10.1002/lno.10597.

Miyan K., Khan M.A., Patel D.K. et al. Truss morphometry and otolith microchemistry reveal stock discrimination in *Clarias batrachus* (Linnaeus, 1758) inhabiting the Gangetic river system // *Fish. Res.* — 2016. — Vol. 173. — P. 294–302. DOI: 10.1016/j.fishres.2015.10.024.

Moll D., Kotterba P., Jochum K.P. et al. Elemental inventory in fish otoliths reflects natal origin of Atlantic herring (*Clupea harengus*) from Baltic Sea juvenile areas // *Front. Mar. Sci.* — 2019. — Vol. 6. — P. 1–11. DOI: 10.3389/fmars.2019.00191.

Morais P., Dias E., Cerveira I. et al. How scientists reveal the secret migrations of fish // *Frontiers for Young Minds.* — 2018. — Vol. 6. — P. 1–10. DOI: 10.3389/frym.2018.00067.

Mugiya Y., Hakomori T., Hatsutori K. Trace metal incorporation into otoliths and scales in the goldfish, *Carassius auratus* // *Comp. Biochem. Physiol. Part C : Comp. Pharmacol.* — 1991. — Vol. 99, Iss. 3. — P. 327–331. DOI: 10.1016/0742-8413(91)90250-W.

Mugiya Y., Watabe N. Studies on fish scale formation and resorption—II. Effect of estradiol on calcium homeostasis and skeletal tissue resorption in the goldfish, *Carassius auratus*, and the killifish, *Fundulus heteroclitus* // *Comp. Biochem. Physiol. Part A : Physiology.* — 1977. — Vol. 57, Iss. 2. — P. 197–202. DOI: 10.1016/0300-9629(77)90455-8.

Muhlfeld C.C., Marotz B., Thorrold S.R., FitzGerald J.L. Geochemical signatures in scales record stream of origin in westslope cutthroat trout // *Transact. Amer. Fish. Soc.* — 2005. — Vol. 134, Iss. 4. — P. 945–959. DOI: 10.1577/T04-029.1.

Muhlfeld C.C., Thorrold S.R., McMahon T.E., Marotz B. Estimating westslope cutthroat trout (*Oncorhynchus clarkii lewisi*) movements in a river network using strontium isoscapes // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2012. — Vol. 69, № 5. — P. 906–915. DOI: 10.1139/f2012-033.

Mulligan T.J., Lapi L., Kieser R. et al. Salmon stock identification based on elemental composition of vertebrae // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 1983. — Vol. 40, № 2. — P. 215–229. DOI: 10.1139/f83-032.

Murase I., Iguchi K. Facultative amphidromy involving estuaries in an annual amphidromous fish from a subtropical marginal range // *J. Fish Biol.* — 2019. — Vol. 95, Iss. 6. — P. 1391–1398. DOI: 10.1111/jfb.14147.

Nazir A., Khan M.A. Spatial and temporal variation in otolith chemistry and its relationship with water chemistry: Stock discrimination of *Sperata aor* // *Ecol. Freshwater Fish.* — 2019. — Vol. 28, Iss. 3. — P. 499–511. DOI: 10.1111/eff.12471.

Niklitschek E.J., Secor D.H., Toledo P. et al. Segregation of SE Pacific and SW Atlantic southern blue whiting stocks: integrating evidence from complementary otolith microchemistry and parasite assemblage approaches // *Environ. Biol. Fish.* — 2010. — Vol. 89, Iss. 3. — P. 399–413. DOI: 10.1007/s10641-010-9695-9.

Nishimoto M.M., Washburn L., Warner R.R. et al. Otolith elemental signatures reflect residency in coastal water masses // *Environ. Biol. Fish.* — 2010. — Vol. 89, Iss. 3. — P. 341–356. DOI: 10.1007/s10641-010-9698-6.

Northern T.J., Smith A.M., McKinnon J.F., Bolstad K.S.R. Trace elements in beaks of greater hooked squid *Onykia ingens*: opportunities for environmental tracing // *Molluscan Res.* — 2019. — Vol. 39, Iss. 1. — P. 29–34. DOI: 10.1080/13235818.2018.1495604.

Nowling L., Gaudie R.W., Cowan Jr. J.H., De Carlo E. Successful discrimination using otolith microchemistry among samples of red snapper *Lutjanus campechanus* from artificial reefs and samples of *L. campechanus* taken from nearby oil and gas platforms // *Open Fish Sci. J.* — 2011. — Vol. 4. — P. 1–9. DOI: 10.2174/1874401x01104010001.

Olley R., Young R.G., Closs G.P. et al. Recruitment sources of brown trout identified by otolith trace element signatures // *New Zeal. J. Mar. Freshwater Res.* — 2011. — Vol. 45, Iss. 3. — P. 395–411. DOI: 10.1080/00288330.2011.592196.

Padilla A.J., Brown R.J., Wooller M.J. Determining the movements and distribution of anadromous Bering Ciscos by use of otolith strontium isotopes // *Transact. Amer. Fish. Soc.* — 2016. — Vol. 145, Iss. 6. — P. 1374–1385. DOI: 10.1080/00028487.2016.1225599.

Pangle K.L., Ludsin S.A., Fryer B.J. Otolith microchemistry as a stock identification tool for freshwater fishes: testing its limits in Lake Erie // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2010. — Vol. 67, № 9. — P. 1475–1489. DOI: 10.1139/F10-076.

Patterson W.F.III, Cowan Jr. J.H., Graham E.Y., Berry Lyons W. Otolith microchemical fingerprints of age-0 Red snapper, *Lutjanus campechanus*, from the northern Gulf of Mexico // *Gulf of Mexico Science.* — 1998. — Vol. 16, № 1. — P. 83–91. DOI: 10.18785/goms.1601.12.

Pearcy W.G., Miller J.A. Otolith microchemistry of Coastal Cutthroat Trout from the Marys and Willamette Rivers // *Northwestern Naturalist*. — 2018. — Vol. 99, Iss. 2. — P. 101–114. DOI: 10.1898/NWN17-21.1.

Pender P.J., Griffin R.K. Habitat history of barramundi *Lates calcarifer* in a north Australian river system based on barium and strontium levels in scales // *Transact. Amer. Fish. Soc.* — 1996. — Vol. 125, Iss. 5. — P. 679–689. DOI: 10.1577/1548-8659(1996)125<0679:HHOBCI>2.3.CO;2.

Pereira L.A., Santos R.V., Hauser M. et al. Commercial traceability of *Arapaima* spp. fisheries in the Amazon basin: can biogeochemical tags be useful? // *Biogeosciences*. — 2019. — Vol. 16. — P. 1781–1797. DOI: 10.5194/bg-16-1781-2019.

Perrier C., Daverat F., Evanno G. et al. Coupling genetic and otolith trace element analyses to identify river-born fish with hatchery pedigrees in stocked Atlantic salmon (*Salmo salar*) populations // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2011. — Vol. 68, № 6. — P. 977–987. DOI: 10.1139/f2011-040.

Perrion M.A., Kaemingk M.A., Koupal K.D. et al. Use of otolith chemistry to assess recruitment and habitat use of a white bass fishery in a Nebraska reservoir // *Lake and Reservoir Management*. — 2020. — Vol. 36, Iss. 1. — P. 64–74. DOI: 10.1080/10402381.2019.1637977.

Phelps Q.E., Hupfeld R.N., Whitledge G.W. Lake sturgeon *Acipenser fulvescens* and shovel-nose sturgeon *Scaphirhynchus platyrhynchus* environmental life history revealed using pectoral fin-ray microchemistry: Implications for interjurisdictional conservation through fishery closure zones // *J. Fish Biol.* — 2017. — Vol. 90, Iss. 2. — P. 626–639. DOI: 10.1111/jfb.13242.

Pozebon D., Scheffler G.L., Dressler V.L. Recent applications of laser ablation inductively coupled plasma mass spectrometry (LA-ICP-MS) for biological sample analysis: a follow-up review // *J. Anal. At. Spectrom.* — 2017. — Vol. 32, Iss. 5. — P. 890–919. DOI: 10.1039/C7JA00026J.

Prichard C.G., Jonas J.L., Studen J.J. et al. Same habitat, different species: otolith microchemistry relationships between migratory and resident species support interspecific natal source classification // *Environ. Biol. Fish.* — 2018. — Vol. 101, Iss. 6. — P. 1025–1038. DOI: 10.1007/s10641-018-0756-9.

Proctor C.H., Thresher R.E., Gunn J.S. et al. Stock structure of the southern bluefin tuna *Thunnus maccoyii*: an investigation based on probe microanalysis of otolith composition // *Mar. Biol.* — 1995. — Vol. 122. — P. 511–526. DOI: 10.1007/BF00350674.

Ramsay A.L., Hughes R.N., Chenery S.R., McCarthy I.D. Biogeochemical tags in fish: predicting spatial variations in strontium and manganese in *Salmo trutta* scales using stream water geochemistry // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2015. — Vol. 72, № 3. — P. 422–433. DOI: 10.1139/cjfas-2014-0055.

Ramsay A.L., Milner N.J., Hughes R.N., McCarthy I.D. Comparison of the performance of scale and otolith microchemistry as fisheries research tools in a small upland catchment // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 2011. — Vol. 68, № 5. — P. 823–833. DOI: 10.1139/f2011-027.

Randon M., Daverat F., Bareille G. et al. Quantifying exchanges of Allis shads between river catchments by combining otolith microchemistry and abundance indices in a Bayesian model // *ICES J. Mar. Sci.* — 2018. — Vol. 75, Iss. 1. — P. 9–21. DOI: 10.1093/icesjms/fsx148.

Reader J.M., Spares A., Stokesbury M.J.W. et al. Elemental fingerprints of otoliths from smolt of Atlantic salmon, *Salmo salar* Linnaeus, 1758, from three maritime watersheds: natural tag for stock discrimination // *Proceedings of the Nova Scotian Institute of Science*. — 2015. — Vol. 48, Iss. 1. — P. 91–123. DOI: 10.15273/pnsis.v48i1.5908.

Régnier T., Augley J., Devalla S. et al. Otolith chemistry reveals seamount fidelity in a deep-water fish // *Deep-Sea Res. I*. — 2017. — Vol. 121. — P. 183–189. DOI: 10.1016/j.dsr.2017.01.010.

Reimer T., Dempster T., Warren-Myers F. et al. High prevalence of vaterite in sagittal otoliths causes hearing impairment in farmed fish // *Sci. Rep.* — 2016. — Vol. 6. DOI: 10.1038/srep25249.

Roberts B.H., Morrongiello J.R., King A.J. et al. Migration to freshwater increases growth rates in a facultatively catadromous tropical fish // *Oecologia*. — 2019. — Vol. 191, Iss. 2. — P. 253–260. DOI: 10.1007/s00442-019-04460-7.

Rohtla M., Matetski L., Svirgsden R. et al. Do sea trout *Salmo trutta* parr surveys monitor the densities of anadromous or resident maternal origin parr, or both? // *Fish. Manag. Ecol.* — 2017. — Vol. 24, Iss. 2. — P. 156–162. DOI: 10.1111/fme.12214.

Rohtla M., Vetemaa M., Taal I. et al. Life history of anadromous burbot (*Lota lota*, Linnaeus) in the brackish Baltic Sea inferred from otolith microchemistry // *Ecol. Freshwater Fish.* — 2014. — Vol. 23, Iss. 2. — P. 141–148. DOI: 10.1111/eff.12057.

Roy P.K., Lall S.P. Mineral nutrition of haddock *Melanogrammus aeglefinus* (L.): a comparison of wild and cultured stock // *J. Fish Biol.* — 2006. — Vol. 68, Iss. 5. — P. 1460–1472. DOI: 10.1111/j.0022-1112.2006.001031.x.

- Rude N.P., Smith K.T., Whitledge G.W.** Identification of stocked muskellunge and potential for distinguishing hatchery-origin and wild fish using pelvic fin ray microchemistry // *Fish. Manag. Ecol.* — 2014. — Vol. 21. — P. 312–321. DOI: 10.1111/fme.12081.
- Ryan D., Shephard S., Gargan P., Roche W.** Estimating sea trout (*Salmo trutta* L.) growth from scale chemistry profiles: an objective approach using LA-ICPMS // *Fish. Res.* — 2019. — Vol. 211. — P. 69–80. DOI: 10.1016/j.fishres.2018.10.029.
- Ryan D., Shephard S., Kelly F.L.** Temporal stability and rates of post-depositional change in geochemical signatures of brown trout *Salmo trutta* scales // *J. Fish Biol.* — 2016. — Vol. 89, Iss. 3. — P. 1704–1719. DOI: 10.1111/jfb.13081.
- Santamaria N., Bello G., Pousis C. et al.** Fin Spine Bone Resorption in Atlantic Bluefin Tuna, *Thunnus thynnus*, and Comparison between Wild and Captive-Reared Specimens // *PLoS One.* — 2015. — Vol. 10, № 3: e0121924. DOI: 10.1371/journal.pone.0121924.
- Schilling H.T., Reis-Santos P., Hughes J.M. et al.** Evaluating estuarine nursery use and life history patterns of *Pomatomus saltatrix* in eastern Australia // *Mar. Ecol. Prog. Ser.* — 2018. — Vol. 598. — P. 187–199. DOI: 10.3354/meps12495.
- Schoen L.S., Student J.J., Hoffman J.C. et al.** Reconstructing fish movements between coastal wetland and nearshore habitats of the Great Lakes // *Limnol. Oceanogr.* — 2016. — Vol. 61, Iss. 5. — P. 1800–1813. DOI: 10.1002/lno.10340.
- Scholes R.C., Hageman K.J., Closs G.P. et al.** Predictors of pesticide concentrations in freshwater trout — The role of life history // *Environ. Pollut.* — 2016. — Vol. 219. — P. 253–261. DOI: 10.1016/j.envpol.2016.10.017.
- Sealy J., Armstrong R., Schrire C.** Beyond lifetime averages: tracing life-histories through isotopic analysis of different calcified tissues from archaeological human skeletons // *Antiquity.* — 1995. — Vol. 69, Iss. 263. — P. 290–300. DOI: 10.1017/S0003598X00064693.
- Secor D.H., Campana S.E., Zdanowicz V.S. et al.** Inter-laboratory comparison of Atlantic and Mediterranean bluefin tuna otolith microconstituents // *ICES J. Mar. Sci.* — 2002. — Vol. 59, Iss. 6. — P. 1294–1304. DOI: 10.1006/jmsc.2002.1311.
- Secor D.H., Houde E.D., Henderson-Arzapalo A., Picoli P.M.** Tracking the migrations of estuarine and coastal fishes using otolith microchemistry : ICES Anadromous/Catadromous Committee. — 1993. — Vol. 41. — 16 p.
- Sellheim K., Willmes M., Hobbs J.A. et al.** Validating Fin Ray Microchemistry as a Tool to Reconstruct the Migratory History of White Sturgeon // *Transact. Amer. Fish. Soc.* — 2017. — Vol. 146, Iss. 5. — P. 844–857. DOI: 10.1080/00028487.2017.1320305.
- Severin K.P., Carroll J., Norcross B.L.** Electron microprobe analysis of juvenile walleye pollock, *Theragra chalcogramma*, otoliths from Alaska: a pilot stock separation study // *Environ. Biol. Fish.* — 1995. — Vol. 43. — P. 269–283. DOI: 10.1007/BF00005859.
- Shaw P.W.** Using mitochondrial DNA markers to test for differences between nuclear and mitochondrial genome genetic subdivision of the southern blue whiting (*Micromesistius australis*). — Stanley, Falkland Islands : Fisheries Department, Falkland Islands Government, 2005. — 20 p.
- Shirai K., Koyama F., Murakami-Sugihara N. et al.** Reconstruction of the salinity history associated with movements of mangrove fishes using otolith oxygen isotopic analysis // *Mar. Ecol. Prog. Ser.* — 2018. — Vol. 593. — P. 127–139. DOI: 10.3354/meps12514.
- Shrimpton J.M., Warren K.D., Todd N.L. et al.** Freshwater movement patterns by juvenile Pacific salmon *Oncorhynchus* spp. before they migrate to the ocean: Oh the places you'll go! // *J. Fish Biol.* — 2014. — Vol. 85 (4). — P. 987–1004. DOI: 10.1111/jfb.12468.
- Sie S.H., Thresher R.E.** Micro-PIXE analysis of fish otoliths: methodology and evaluation of first results for stock discrimination // *Internat. J. PIXE.* — 1992. — Vol. 2, Iss. 3. — P. 357–379. DOI: 10.1142/S0129083592000385.
- Sih T.L., Kingsford M.J.** Near-reef elemental signals in the otoliths of settling *Pomacentrus amboinensis* (Pomacentridae) // *Coral Reefs.* — 2016. — Vol. 35. — P. 303–315. DOI: 10.1007/s00338-015-1376-x.
- Smith K.T., Whitledge G.** Trace element and stable isotopic signatures in otoliths and pectoral spines as potential indicators of catfish environmental history // *Catfish 2010 : Proceedings of the 2nd International Catfish Symposium American Fisheries Society Symposium 77.* — 2011. — P. 645–660.
- Smith K.T., Whitledge G.W.** Fin ray chemistry as a potential natural tag for smallmouth bass in Northern Illinois Rivers // *J. Freshwater Ecol.* — 2010. — Vol. 25, Iss. 4. — P. 627–635. DOI: 10.1080/02705060.2010.9664412.

Soeth M., Spach H., Daros F. et al. Stock structure of Atlantic spadefish *Chaetodipterus faber* from Southwest Atlantic Ocean inferred from otolith elemental and shape signatures // Fish. Res. — 2019. — Vol. 211. — P. 81–90. DOI: 10.1016/j.fishres.2018.11.003.

Sohn D., Kang S., Kim S. Stock identification of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) using trace elements in otoliths // J. Oceanogr. — 2005. — Vol. 61. — P. 305–312.

Spurgeon J.J., Pegg M.A., Halden N.M. Mixed-origins of channel catfish in a large-river tributary // Fish. Res. — 2018. — Vol. 198. — P. 195–202. DOI: 10.1016/j.fishres.2017.09.001.

Sturrock A.M., Trueman C.N., Darnaude A.M., Hunter E. Can otolith elemental chemistry retrospectively track migrations in fully marine fishes? // J. Fish Biol. — 2012. — Vol. 81 (2). — P. 766–795. DOI: 10.1111/j.1095-8649.2012.03372.x.

Sturrock A.M., Trueman C.N., Milton J.A. et al. Physiological influences can outweigh environmental signals in otolith microchemistry research // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2014. — Vol. 500. — P. 245–264. DOI: 10.3354/meps10699.

Svirgsden R., Rohlta M., Albert A. et al. Do Eurasian minnows (*Phoxinus phoxinus* L.) inhabiting brackish water enter fresh water to reproduce: Evidence from a study on otolith microchemistry // Ecol. Freshwater Fish. — 2018. — Vol. 27, Iss. 1. — P. 89–97. DOI: 10.1111/eff.12326.

Swan S.C., Gordon J.D.M., Shimmield T. Preliminary investigations on the uses of otolith microchemistry for stock discrimination of the deep-water black scabbardfish (*Aphanopus carbo*) in the North East Atlantic // J. Northw. Atl. Fish. Sci. — 2003. — Vol. 31. — P. 221–231. DOI: 10.2960/J.v31.a17.

Taddese F., Reid M.R., Closs G.P. Direct relationship between water and otolith chemistry in juvenile estuarine triplefin *Forsterygion nigripenne* // Fish. Res. — 2019. — Vol. 211. — P. 32–39. DOI: 10.1016/j.fishres.2018.11.002.

Takagi Y., Yamada J. Effects of calcium and phosphate deficiencies on bone metabolism in a teleost, tilapia (*Oreochromis niloticus*): A histomorphometric study // Mechanisms and phylogeny of mineralization in biological systems / ed. by Suga S., Nakahara H. — Tokyo : Springer, 1991. — Chapter 2.11. — P. 187–191.

Thibault I., Hedger R.D., Dodson J.J. et al. Anadromy and the dispersal of an invasive fish species (*Oncorhynchus mykiss*) in Eastern Quebec, as revealed by otolith microchemistry // Ecol. Freshwater Fish. — 2010. — Vol. 19. — P. 348–360. DOI: 10.1111/j.1600-0633.2010.00417.x.

Thorrold S.R., Jones C.M., Campana S.E. Response of otolith microchemistry to environmental variations experienced by larval and juvenile Atlantic croaker (*Micropogonias undulatus*) // Limnol. Oceanogr. — 1997. — Vol. 42, Iss. 1. — P. 102–111. DOI: 10.4319/lo.1997.42.1.0102.

Thorrold S.R., Jones C.M., Campana S.E. et al. Trace element signatures in otoliths record natal river of juvenile American shad (*Alosa sapidissima*) // Limnol. Oceanogr. — 1998. — Vol. 43, № 8. — P. 1826–1835. DOI: 10.4319/lo.1998.43.8.1826.

Thorrold S.R., Shuttleworth S. In situ analysis of trace elements and isotope ratios in fish otoliths using laser ablation sector field inductively coupled plasma mass spectrometry // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2000. — Vol. 57 (6). — P. 1232–1242. DOI: 10.1139/f00-054.

Thresher R.E., Proctor C.H., Gunn J.S., Harrowfield I.R. An evaluation of electron probe microanalysis of otoliths for stock delineation and identification of nursery areas in the southern temperate groundfish, *Nemadactylus macropterus* (Cheilodactylidae) // Fish. Bull. US. — 1994. — Vol. 92. — P. 817–840.

Tian H., Liu J., Cao L., Dou S. Interactive effects of strontium and barium water concentration on otolith incorporation in juvenile flounder *Paralichthys olivaceus* // PLoS ONE. — 2019. — Vol. 14(6). — e 0218446. DOI: 10.1371/journal.pone.0218446.

Tillett B.J., Meekan M.G., Parry D. et al. Decoding fingerprints: elemental composition of vertebrae correlates to age-related habitat use in two morphologically similar sharks // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2011. — Vol. 434. — P. 133–142. DOI: 10.3354/meps09222.

Tomida Y., Suzuki T., Yamada T. et al. Differences in oxygen and carbon stable isotope ratios between hatchery and wild pink salmon fry // Fish. Sci. — 2014. — Vol. 80 (2). — P. 273–280. DOI: 10.1007/s12562-014-0699-9.

Torz A., Nedzarek A. Variability in the concentrations of Ca, Mg, Sr, Na, and K in the opercula of perch (*Perca fluviatilis* L.) in relation to the salinity of waters of the Oder Estuary (Poland) // Oceanol. Hydrobiol. Studies. — 2013. — Vol. 42 (1). — P. 22–27. DOI: 10.2478/s13545-013-0061-3.

Tzadik O.E., Curtis J.S., Granneman J.E. et al. Chemical archives in fishes beyond otoliths: A review on the use of other body parts as chronological recorders of microchemical constituents for expanding interpretations of environmental, ecological, and life-history changes // Limnol. Oceanogr., Methods. — 2017. — Vol. 15, Iss. 3. — P. 238–263. DOI: 10.1002/lom3.10153.

Tzeng W.N., Severin K.P., Wickström H. Use of otolith microchemistry to investigate the environmental history of European eel *Anguilla anguilla* // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 1997. — Vol. 149. — P. 73–81. DOI: 10.3354/meps149073.

Ugarte A., Unceta N., Pecheyran C. et al. Development of matrix-matching hydroxyapatite calibration standards for quantitative multi-element LA-ICP-MS analysis: Application to the dorsal spine of fish // J. Anal. At. Spectrom. — 2011. — Vol. 26, Iss. 7. — P. 1421–1427. DOI: 10.1039/c1ja10037h.

Uglem I., Kristiansen T.S., Mejdell C.M. et al. Evaluation of large-scale marking methods in farmed salmonids for tracing purposes: Impact on fish welfare // Rev. Aquacult. — 2020. — Vol. 12, Iss. 2. — P. 600–625. DOI: 10.1111/raq.12342.

Vasconcelos R.P., Reis-Santos P., Tanner S. et al. Evidence of estuarine nursery origin of five coastal fish species along the Portuguese coast through otolith elemental fingerprints // Estuarine, Coastal and Shelf Science. — 2008. — Vol. 79, Iss. 2. — P. 317–327. DOI: 10.1016/j.ecss.2008.04.006.

Vaughan J. The physiology of bone : monogr. — Oxford : University Press, 1970. — 346 p.

Volk E.C., Blakley A., Schroder S.L., Kuehner S.M. Otolith chemistry reflects migratory characteristics of Pacific salmonids: using otolith core chemistry to distinguish maternal associations with sea and freshwaters // Fish. Res. — 2000. — Vol. 46. — P. 251–266.

Walther B.D. The art of otolith chemistry: interpreting patterns by integrating perspectives // Mar. Freshwater Res. — 2019. — Vol. 70. — P. 1643–1658. DOI: 10.1071/MF18270.

Walther B.D., Thorrold S.R. Water, not food, contributes the majority of strontium and barium deposited in the otoliths of a marine fish // Mar. Ecol. Prog. Ser. — 2006. — Vol. 311. — P. 125–130. DOI: 10.3354/meps311125.

Wang X., Wang L., Lv S., Li T. Stock discrimination and connectivity assessment of yellowfin seabream (*Acanthopagrus latus*) in northern South China Sea using otolith elemental fingerprints // Saudi J. Biol. Sci. — 2018. — Vol. 25, Iss. 6. — P. 1163–1169. DOI: 10.1016/j.sjbs.2017.09.006.

Warburton M.L., Jarvis M.G., Closs G.P. Otolith microchemistry indicates regional phylopatry in the larval phase of an amphidromous fish (*Gobimorphus hubbsi*) // New Zeal. J. Mar. Freshwater Res. — 2018. — Vol. 52, Iss. 3. — P. 398–408. DOI: 10.1080/00288330.2017.1421237.

Warren-Myers F., Dempster T., Swearer S.E. Otolith mass marking techniques for aquaculture and restocking: benefits and limitations // Rev. Fish Biol. Fish. — 2018. — Vol. 28 (3). — P. 485–501. DOI: 10.1007/s11160-018-9515-4.

Watson N.M., Prichard C.G., Jonas J.L. et al. Otolith chemistry-based discrimination of wild- and hatchery-origin Steelhead across the Lake Michigan Basin // North Amer. J. Fish. Manag. — 2018. — Vol. 38. — P. 820–832. DOI: 10.1002/nafm.10178.

Wells B.K., Bath G.E., Thorrold S.R., Jones C.M. Incorporation of strontium, cadmium, and barium in juvenile spot (*Leiostomus xanthurus*) scales reflects water chemistry // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2000. — Vol. 57 (10). — P. 2122–2129. DOI: 10.1139/cjfas-57-10-2122.

Wells B.K., Rieman B.E., Clayton J.L. et al. Relationships between water, otolith, and scale chemistries of westslope cutthroat trout from the Coeur d'Alene River, Idaho: the potential application of hard-part chemistry to describe movements in freshwater // Trans. Am. Fish. Soc. — 2003. — Vol. 132, Iss. 3. — P. 409–424. DOI: 10.1577/1548-8659(2003)132<0409:RBWOAS>2.0.CO;2.

Wells R.J.D., Kinney M., Kohin S. et al. Natural tracers reveal population structure of albacore (*Thunnus alalunga*) in the eastern North Pacific // ICES J. Mar. Sci. — 2015. — Vol. 72, Iss. 7. — P. 2118–2127. DOI: 10.1093/icesjms/fsv051.

Whitney J.E., Gido K.B., Hedden S.C. et al. Identifying the source population of fish re-colonizing an arid-land stream following wildfire-induced extirpation using otolith microchemistry // Hydrobiologia. — 2017. — Vol. 797. — P. 29–45. DOI: 10.1007/s10750-017-3143-1.

Wolff B.A., Johnson B.M., Landress C.M. Classification of hatchery and wild fish using natural geochemical signatures in otoliths, fin rays, and scales of an endangered catostomid // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2013. — Vol. 70, Iss. 12. — P. 1775–1784. DOI: 10.1139/cjfas-2013-0116.

Woodcock S.H., Grieshaber C.A., Walther B.D. Dietary transfer of enriched stable isotopes to mark otoliths, fin rays, and scales // Can. J. Fish. Aquat. Sci. — 2013. — Vol. 70, Iss. 1. — P. 1–4. DOI: 10.1139/cjfas-2012-0389.

Wright P.J., Regnier T., Gibb F.M. et al. Identifying stock structuring in the sandeel, *Ammodytes marinus*, from otolith microchemistry // Fish. Res. — 2018a. — Vol. 199. — P. 19–25. DOI: 10.1016/j.fishres.2017.11.015.

Wright P.J., Regnier T., Gibb F.M. et al. Assessing the role of ontogenetic movement in maintaining population structure in fish using otolith microchemistry // Ecol. Evol. — 2018b. — Vol. 8, Iss. 16. — P. 7907–7920. DOI: 10.1002/ece3.4186.

Yamada S.B., Mulligan T.J. Marking nonfeeding salmonid fry with dissolved strontium // *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* — 1987. — Vol. 44 (8). — P. 1502–1506. DOI: 10.1139/f87-180.

Yamada Y., Okamura A., Tanaka S. et al. The roles of bone and muscle as phosphorus reservoirs during the sexual maturation of female Japanese eels, *Anguilla japonica* Temminck and Schlegel (Anguilliformes) // *Fish Physiol. Biochem.* — 2001. — Vol. 24. — P. 327–334. DOI: 10.1023/A:1015059524947.

Yang J., Jiang T., Liu H. Are there habitat salinity markers of the Sr:Ca ratio in the otolith of wild diadromous fishes? A literature survey // *Ichthyol. Res.* — 2011. — Vol. 58. — P. 291–294. DOI: 10.1007/s10228-011-0220-8.

Zimmerman C.E., Reeves G.H. Identification of steelhead and resident rainbow trout progeny in the Deschutes River, Oregon, revealed with otolith microchemistry // *Trans. Am. Fish. Soc.* — 2002. — Vol. 131. — P. 986–993. DOI: 10.1577/1548-8659(2002)131<0986:IOSARR>2.0.CO;2.

Zimmerman C.E., Swanson H.K., Volk E.C., Kent A.J.R. Species and life history affect the utility of otolith chemical composition for determining natal stream of origin for Pacific salmon // *Trans. Am. Fish. Soc.* — 2013. — Vol. 142 (5). — P. 1370–1380. DOI: 10.1080/00028487.2013.811102.

Zymonas N.D., McMahon T.E. Comparison of pelvic fin rays, scales and otoliths for estimating age and growth of bull trout, *Salvelinus confluentus* // *Fish. Manag. Ecol.* — 2009. — Vol. 16, Iss. 2. — P. 155–164. DOI: 10.1111/j.1365-2400.2008.00640.x.

References

Afanasyev, Yu.I., Yurina, N.A., and Kotovsky, E.F., *Gistologiya* (Histology), Moscow: Meditsina, 2002, 5th ed.

Babayan, V.K., *Predostorozhnyi podkhod k otsenke obshchego dopustimogo ulova (ODU)* (The Precautionary Approach to the Assessment of Total Allowable Catch (TAC)), Moscow: VNIRO, 2000.

Beaverton, R. and Holt, S., *Dinamika chislennosti promyslovykh ryb* (Dynamics of the number of commercial fish), Moscow: Pishchevaya Promyshlennost', 1969.

Dementieva, T.F., *Biologicheskoye obosnovaniye promyslovykh prognozov* (Biological substantiation of fishing forecasts), Moscow: Pishchevaya Promyshlennost', 1976.

Myakishev, M.S., Ivanova, M.A., and Zelennikov, O.V., Marking of salmon juveniles and the efficiency of fish farming, *Russ. J. Mar. Biol.*, 2019, vol. 45, no. 5, pp. 363–369.

Pavlov, D.S., Kuzishchin, K.V., Gruzdeva, M.A., Polyakov, M.P., and Pelgunova, L.A., Life history strategy diversity in the Kamchatka dolly varden char *Salvelinus malma* (Walbaum) (Salmonidae, Salmoniformes): ontogenetic reconstructions based on the data of x-ray fluorescence analysis of the microchemistry of recording structures, *Doklady Biological Sciences*, 2013, vol. 450, no. 1, pp. 142–145.

Pavlov, D.S., Samoilov, K.Y., Kuzishchin, K.V., Gruzdeva, M.A., and Pelgunova, L.A., Diversity of life strategies of pikepech *Sander lucioperca* (L.) in the Lower Volga (by the data of microelement composition of otolithes), *Inland Water Biology*, 2016, vol. 9, no. 4, pp. 382–389.

Ricker, W.E., *Computation and Interpretation of Biological Statistics of Fish Populations*, Ottawa: Dep. Environ. Fish. Mar. Serv., 1975.

Adelir-Alves, J., Daros, F.A.L.M., Spach, H.L., Soeth, M., and Correia, A.T., Otoliths as a tool to study reef fish population structure from coastal islands of south Brazil, *Mar. Biol. Res.*, 2018, vol. 14, no. 9–10, pp. 973–988. doi 10.1080/17451000.2019.1572194

Adey E.A., Black K.D., Sawyer T., Shimmield, T.M. and Trueman, C.N., Scale microchemistry as a tool to investigate the origin of wild and farmed *Salmo salar*, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2009, vol. 390, pp. 225–235. doi 10.3354/meps08161

Allen, P.J., Hobbs, J.A., Cech, J.J., Van Eenennaam, J.P., and Doroshov, S.I., Using trace elements in pectoral fin rays to assess life history movements in sturgeon: Estimating age at initial seawater entry in Klamath River green sturgeon, *Transact. Amer. Fish. Soc.*, 2009, vol. 138, no. 2, pp. 240–250. doi 10.1577/T08-061.1

Alò, D., Correa, C., Samaniego, H., Krabbenhoft, C.A., and Turner, T.F., Otolith microchemistry and diadromy in Patagonian river fishes, *Peer J.*, 2019, vol. 7. doi 10.7717/peerj.6149

Amano, Y., Kuwahara, M., Takahashi, T., Shirai, K., Yamane, K., Kawakami, T., Yokouchi, K., Amakawa, H., and Otake, T., Low-fidelity homing behaviour of Biwa salmon *Oncorhynchus* sp. landlocked in Lake Biwa as inferred from otolith elemental and Sr isotopic compositions, *Fish. Sci.*, 2018, vol. 84, pp. 799–813. doi 10.1007/s12562-018-1220-7

Andronis, C., Evans, N.J., McDonald, B.J., Nice, H.E., and Gagnon, M.M., Otolith microchemistry: Insights into bioavailable pollutants in a man-made, urban inlet, *Mar. Pollut. Bull.*, 2017, vol. 118, no. 1–2, pp. 382–387. doi 10.1016/j.marpolbul.2017.02.037

- Arai, T. and Chino, N.**, Opportunistic migration and habitat use of the giant mottled eel *Anguilla marmorata* (Teleostei: Elopomorpha), *Sci. Rep.*, 2018, vol. 8. doi 10.1038/s41598-018-24011-z
- Arai, T., Hirata, T., and Takagi, Y.**, Application of laser ablation ICPMS to trace the environmental history of chum salmon *Oncorhynchus keta*, *Mar. Environ. Res.*, 2007, vol. 63, no. 1, pp. 55–66. doi 10.1016/j.marenvres.2006.06.003
- Arai, T., Levin, A.V., Boltunov, A.N., and Miyazaki, N.**, Migratory history of the Russian sturgeon *Acipenser guldenstadti* in the Caspian Sea, as revealed by pectoral fin spine Sr:Ca ratios, *Mar. Biol.*, 2002, vol. 141, no. 2, pp. 315–319. doi 10.1007/s00227-002-0820-y
- Araya, M., Niklitschek, E.J., Secor, D.H., and Piccoli, P.M.**, Partial migration in introduced wild chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) of southern Chile, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2014, vol. 149, pp. 87–95. doi 10.1016/j.ecss.2014.07.011
- Archavala-Lopez, P., Milosevic-Gonzalez, M., and Sanchez-Jerez, P.**, Using trace elements in otoliths to discriminate between wild and farmed European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) and Gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.), *Intern. Aquat. Res.*, 2016, vol. 8, pp. 263–273. doi 10.1007/s40071-016-0142-1
- Arkhipkin, A.I., Campana, S.E., FitzGerald, J., and Thorrold, S.R.**, Spatial and temporal variation in elemental signatures of statoliths from the Patagonian longfin squid (*Loligo gahi*), *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2004, vol. 61, pp. 1212–1224. doi 10.1139/F04-075
- Arslan, Z. and Secor, D.H.**, Analysis of trace transition elements and heavy metals in fish otoliths as tracers of habitat use by American eels in the Hudson River estuary, *Estuaries and Coasts*, 2005, vol. 28, no. 3, pp. 382–393. doi 10.1007/bf02693921
- Artetxe-Arrate, I., Fraile, I., Crook, D.A., Zudaire, I., Arrizabalaga, H., Greig, A., and Murua, H.** Otolith microchemistry: a useful tool for investigating stock structure of yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) in the Indian Ocean, *Mar. Freshwater Res.*, 2019, vol. 70, no. 12, pp. 1708–1721. doi 10.1071/MF19067
- Avigliano, E., Carvalho, B., Velasco, G., Tripodi, P., Vianna, M., and Volpedo, A.V.**, Nursery areas and connectivity of the adults anadromous catfish (*Genidens barbatus*) revealed by otolith-core microchemistry in the south-western Atlantic Ocean, *Mar. Freshwater Res.*, 2016, vol. 68, no. 5, pp. 931–940. doi 10.1071/mf16058
- Avigliano, E., Domanico, A., Sánchez, S., and Volpedo, A.V.**, Otolith elemental fingerprint and scale and otolith morphology in *Prochilodus lineatus* provide identification of natal nurseries, *Fish. Res.*, 2017a, vol. 186, pp. 1–10. doi 10.1016/j.fishres.2016.07.026
- Avigliano, E., Maichak de Carvalho, B., Leisen, M., Romero, R., Velasco, G., Vianna, M., Barra, F., and Volpedo, A.V.**, Otolith edge fingerprints as approach for stock identification of *Genidens barbatus*, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2017b, vol. 197, pp. 92–96. doi 10.1016/j.ecss.2017.06.008
- Avigliano, E., Maichak de Carvalho, B., Miller, N., Córdoba Gironde, S., Tombari, A., Limburg, K., and Volpedo, A.V.**, Fin spine chemistry as a non-lethal alternative to otoliths for stock discrimination in an endangered catfish species, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2019, vol. 614, pp. 147–157. doi 10.3354/meps12895
- Avigliano, E., Martínez, G., Stoessel, L., Méndez, A., Bordel, N., and Pisonero, J., and Volpedo, A.**, Otoliths as indicators for fish behaviour and procurement strategies of hunter-gatherers in North Patagonia, *Heliyon*, 2020, vol. 6, no. 3. doi 10.1016/j.heliyon.2020.e03438
- Avigliano, E., Pisonero, J., Dománico, A., Silva, N., Sánchez, S., and Volpedo, A.V.**, Spatial segregation and connectivity in young and adult stages of *Megaleporinus obtusidens* inferred from otolith elemental signatures: Implications for management, *Fish. Res.*, 2018a, vol. 204, pp. 239–244. doi 10.1016/j.fishres.2018.03.007
- Avigliano, E., Pisonero, J., Sánchez, S., Dománico, A., and Volpedo, A.V.**, Estimating contributions from nursery areas to fish stocks in freshwater systems using otolith fingerprints: The case of the streaked prochilod in the La Plata Basin (South America), *River Res. Applic.*, 2018b, vol. 34, no. 7, pp. 863–872. doi 10.1002/rra.3304
- Avigliano, E., Velasco, G., and Volpedo, A.V.**, Use of lapillus otolith microchemistry as an indicator of the habitat of *Genidens barbatus* from different estuarine environments in the southwestern Atlantic Ocean, *Environ. Biol. Fish.*, 2015, vol. 98, pp. 1623–1632. doi 10.1007/s10641-015-0387-3
- Barton, D.P., Taillebois, L., Taylor, J., Crook, D.A., Saunders, T., Hearnden, M., Greig, A., Welch, D.J., Newman, S.J., Travers, M.J., Saunders, R.J., Errity, C., Maher, S., Dudgeon, C., and Ovenden, J.**, Stock structure of *Lethrinus laticaudis* (Lethrinidae) across northern Australia determined using genetics, otolith microchemistry and parasite assemblage composition, *Mar. Freshwater Res.*, 2018, vol. 69, no. 4, pp. 487–501. doi 10.1071/MF17087

- Beck, A.J., Charette, M.A., Cochran, J.K., Gonneea, M.E., and Peucker-Ehrenbrink, B.**, Dissolved strontium in the subterranean estuary — Implications for the marine strontium isotope budget, *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 2013, vol. 117, pp. 33–52. doi 10.1016/j.gca.2013.03.021
- Benjamin, J.R., Wetzel, L.A., Martens, K.D., Larsen, K., and Connolly, P.J.**, Spatio-temporal variability in movement, age, and growth of mountain whitefish (*Prosopium williamsoni*) in a river network based upon PIT tagging and otolith chemistry, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2014, vol. 71, no. 1, pp. 131–140. doi 10.1139/cjfas-2013-0279
- Bertucci, T., Aguilera, O., Vasconcelos, C., Nascimento, G., Marques, G., Macario, K., de Albuquerque, C.Q., Lima, T., and Belém, A.**, Late Holocene palaeotemperatures and palaeoenvironments in the Southeastern Brazilian coast inferred from otolith geochemistry, *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 2018, vol. 503, pp. 40–50. doi 10.1016/j.palaeo.2018.04.030
- Bijvelds, M.J., Flik, G., Kolar, Z.I., and Bonga, S.E.W.**, Uptake, distribution and excretion of magnesium in *Oreochromis mossambicus*: dependence on magnesium in diet and water, *Fish Physiol. Biochem.*, 1996, vol. 15, no. 4, pp. 287–298. doi 10.1007/BF02112355
- Bilton, H.T.**, Factors influencing the formation of scale characters, *North Pacific Fish Comm. Bull.*, 1975, vol. 32, pp. 102–108.
- Biolé, F.G., Thompson, G.A., Vargas, C.V., Leisen, M., Barra, F., Volpedo, A.V., and Avigliano, E.**, Fish stocks of *Urophycis brasiliensis* revealed by otolith fingerprint and shape in the Southwestern Atlantic Ocean, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2019, vol. 229. doi 10.1016/j.ecss.2019.106406
- Blair, J.M. and Hicks, B.J.**, Otolith microchemistry of koi carp in the Waikato region, New Zealand: a tool for identifying recruitment locations?, *Inland Waters*, 2012, vol. 2, no. 3, pp. 109–118. doi 10.5268/IW-2.3.480
- Bouchouca, M., Pecheyran, C., Gonzalez, J.L., Lenfant, P., and Darnaude, A.M.**, Otolith fingerprints as natural tags to identify juvenile fish life in ports, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2018, vol. 212, pp. 210–218. doi 10.1016/j.ecss.2018.07.008
- Bradbury, I.R., Campana, S.E., and Bentzen P.**, Otolith elemental composition and adult tagging reveal spawning site fidelity and estuarine dependency in rainbow smelt, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2008, vol. 368, pp. 255–268. doi 10.3354/meps07583
- Brennan, S.R. and Schindler, D.E.**, Linking otolith microchemistry and dendritic isoscapes to map heterogeneous production of fish across river basins, *Ecol. Appl.*, 2017, vol. 27, no. 2, pp. 363–377. doi 10.1002/eap.1474
- Brennan, S.R., Zimmerman, C.E., Fernandez, D.P., Cerling, T.E., McPhee, M.V., and Wooller M.J.**, Strontium isotopes delineate fine-scale natal origins and migration histories of Pacific salmon, *Sci. Advances*, 2015, vol. 1, no. 4. doi 10.1126/sciadv.1400124
- Brickle, P., Schuchert, P.C., Arkhipkin, A.I., Reid, M.R., and Randhawa, H.S.**, Otolith Trace Elemental Analyses of South American Austral Hake, *Merluccius australis* (Hutton, 1872) Indicates Complex Salinity Structuring on their Spawning/Larval Grounds, *PLoS One*, 2016, vol. 11, no. 1, art. ID 0145479. doi 10.1371/journal.pone.0145479
- Brusher, J.H. and Schull, J.**, Non-lethal age determination for juvenile goliath grouper *Epinephelus itajara* from southwest Florida, *Endang. Spec. Res.*, 2009, vol. 7, pp. 205–212. doi 10.3354/esr00126
- Caccavo, J.A., Ashford, J.R., Ryan, S., Papetti, C., Schröder, M., and Zane L.**, Spatial structuring and life history connectivity of Antarctic silverfish along the southern continental shelf of the Weddell Sea, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2019, vol. 624, pp. 195–212. doi 10.3354/meps13017
- Campana, S.E.**, Chemistry and composition of fish otoliths: pathways, mechanisms and applications, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 1999, vol. 188, pp. 263–297. doi 10.3354/meps188263
- Campana, S.E.**, Otolith elemental composition as a natural marker of fish stocks, in *Stock identification methods applications in fishery science*, Cadrin, S.X., Friedland, K.D., Waldman, J.R., eds., Elsevier, 2005, ch. 12, pp. 227–245. doi 10.1016/B978-012154351-8/50013-7
- Campana, S.E., Chouinard, G.A., Hanson, J.M., Fréchet, A., and Brattey, J.**, Otolith elemental fingerprints as biological tracers of fish stocks, *Fish. Res.*, 2000, vol. 46, no. 1–3, pp. 343–357. doi 10.1016/S0165-7836(00)00158-2
- Campana, S.E., Fowler, A.J., and Jones, C.M.**, Otolith elemental fingerprinting for stock identification of Atlantic cod (*Gadus morhua*) using laser ablation ICPMS, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1994, vol. 51, pp. 1942–1950. doi 10.1139/f94-196
- Campana, S.E. and Neilson, J.D.**, Daily growth increments in otoliths of starry flounder (*Platichthys stellatus*) and the influence of some environmental variables in their production, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1982, vol. 39, no. 7, pp. 937–942. doi 10.1139/f82-127

- Carlson, A.K., Fincel, M.J., and Graeb, B.D.S.,** Otolith microchemistry reveals natal origins of walleyes in Missouri River reservoirs, *North Amer. J. Fish. Manag.*, 2016, vol. 36, no. 2, pp. 341–350. doi 10.1080/02755947.2015.1135214
- Carlson, A.K., Phelps, Q.E., and Graeb, B.D.S.,** Chemistry to conservation: Using otoliths to advance recreational and commercial fisheries management, *J. Fish Biol.*, 2017, vol. 90, no. 2, pp. 505–527. doi 10.1111/jfb.13155
- Carragher, J.F. and Sumpter, J.P.,** The mobilization of calcium from calcified tissues of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) induced to synthesize vitellogenin, *Comp. Biochem. Physiol.*, 1991, vol. 99, pp. 169–172. doi 10.1016/0300-9629(91)90253-9
- Chang, M., Tzeng, W., and You, C.,** Using otolith trace elements as biological tracer for tracking larval dispersal of black porgy, *Acanthopagrus schlegeli* and yellowfin seabream, *A. latus* among estuaries of western Taiwan, *Environ. Biol. Fish.*, 2012, vol. 95, pp. 491–502. doi 10.1007/s10641-012-0081-7
- Chang, W., Shih, C., Lin, H., Wang, C., Chang, P., and Y.,** Discrimination of wild and hatchery-reared black porgy *Acanthopagrus schlegelii* using otolith elements analysis of magnesium and manganese, *Open J. Mar. Sci.*, 2019, vol. 9, no. 1, pp. 18–32. doi 10.4236/ojms.2019.91002
- Chiang, C.-I., Chung, M.-T., Shih, T.-W., Chan, T.-Y., Yamaguchi, A., and Wang, C.-H.,** Evaluation of the ¹³⁷Ba mass-marking technique and potential effects in the early life history stages of *Sepioteuthis lessoniana*, *Mar. Freshwater Res.*, 2019, vol. 70, pp. 1698–1707. doi 10.1071/MF18325
- Ching, T.-Y., Chen, C.-S., and Wang, C.-H.,** Spatiotemporal variations in life-history traits and statolith trace elements of *Sepioteuthis lessoniana* populations around northern Taiwan, *J. Mar. Biol. Assoc. UK.*, 2017, vol. 99, no. 1, pp. 1–11. doi 10.1017/S0025315417001801
- Chittaro, P.M., Usseglio, P., Fryer, B.J., and Sale, P.F.,** Using otolith microchemistry of *Haemulon flavolineatum* (French grunt) to characterize mangroves and coral reefs throughout Turneffe Atoll, Belize: difficulties at small spatial scales, *Estuaries*, 2005, vol. 28, no. 3, pp. 373–381. doi 10.1007/BF02693920
- Ciepiela, L.R. and Walters, A.W.,** Life-history variation of two inland salmonids revealed through otolith microchemistry analysis, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2019, vol. 76, pp. 1971–1981. doi 10.1139/cjfas-2018-0087
- Clarke, A.D., Telmer, K.H., and Shrimpton, J.M.,** Elemental analysis of otoliths, fin rays and scales: a comparison of bony structures to provide population and life-history information for the Arctic grayling (*Thymallus arcticus*), *Ecol. Freshwater Fish*, 2007, vol. 16, no. 3, pp. 354–361. doi 10.1111/j.1600-0633.2007.00232
- Clarke, A.D., Telmer, K.H., and Shrimpton, J.M.,** Movement patterns of fish revealed by otolith microchemistry: a comparison of putative migratory and resident species, *Environ. Biol. Fish.*, 2015, vol. 98, no. 6, pp. 1583–1597. doi 10.1007/s10641-015-0384-6
- Coiraton, C. and Amezcua, F.,** In utero elemental tags in vertebrae of the scalloped hammerhead shark *Sphyrna lewini* reveal migration patterns of pregnant females, *Sci. Rep.*, 2020, vol. 10. doi 10.1038/s41598-020-58735-8
- Courtemanche, D.A., Whoriskey, Jr.F.G., Bujold, V., and Curry, R.A.,** Assessing anadromy of brook char (*Salvelinus fontinalis*) using scale microchemistry, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2006, vol. 63, no. 5, pp. 995–1006. doi 10.1139/f06-009
- Coutant, C.C. and Chen, C.H.,** Strontium microstructure in scales of freshwater and estuarine striped bass (*Morone saxatilis*) detected by laser ablation mass spectrometry, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1993, vol. 50, no. 6, pp. 1318–1323. doi 10.1139/f93-149
- Crook, D.A., Wedd, D., and Berra, T.M.,** Analysis of otolith ⁸⁷Sr/⁸⁶Sr to elucidate salinity histories of Nurseryfish *Kurtus gulliveri* (Perciformes: Kurtidae) in a tropical lowland river in northern Australia, *Freshwater Sci.*, 2015, vol. 34, no. 2, pp. 609–619. doi 10.1086/681022
- Cuevas, M.J., Górski, K., Castro, L.R., Vivancos, A., and Reid, M.,** Otolith elemental composition reveals separate spawning areas of anchoveta, *Engraulis ringens*, off central Chile and northern Patagonia, *Sci. Mar.*, 2019, vol. 83, no. 4, pp. 317–326. doi 10.3989/scimar.04918.28A
- David, B.O., Jarvis, M., Özkundakci, D., Collier, K.J., Hicks, A.S., and Reid M.,** To sea or not to sea? Multiple lines of evidence reveal the contribution of non-diadromous recruitment for supporting endemic fish populations within New Zealand’s longest river, *Aquat. Conserv.: Mar. Freshw. Ecosyst.*, 2019, vol. 29, no. 9, pp. 1409–1423. doi 10.1002/aqc.3022
- Degens, E.T., Deuser, W.G., and Haedrich, R.L.,** Molecular structure and composition of fish otoliths, *Mar. Biol.*, 1969, vol. 2, pp. 105–113. doi 10.1007/BF00347005

- Döring, J., Wagner, C., Tiedemann, M., Brehmer, P., and Ekau, W.**, Spawning energetics and otolith microchemistry provide insights into the stock structure of bonga shad *Ethmalosa fimbriata*, *J. Fish Biol.*, 2019, vol. 94, no. 2, pp. 241–250. doi 10.1111/jfb.13881
- Duponchelle, F., Pouilly, M., Pécheyran, C. Hauser, M., Renno, J.-F., Panfili, J., Darnaude, A.M., García-Vasquez, A., Carvajal-Vallejos, F., García-Davila, C., Doria, C., Bérail, S., Donard, A., Sondag, F., Santos, R.V., Nuñez, J., Point, D., Labonne, M., and Baras, E.**, Trans-Amazonian natal homing in giant catfish, *J. Appl. Ecol.*, 2016, vol. 53, no. 5, pp. 1511–1520. doi 10.1111/1365-2664.12665
- Edmonds, J.S., Moran, M.J., Caputi, N., and Morita, M.**, Trace element analysis of fish sagittae as an aid to stock identifications: pink snapper (*Chrysophrys auratus*) in western Australian waters, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1989, vol. 46, no. 1, pp. 50–54. doi 10.1139/f89-007
- El Meknassi, S., Dera, G., Cardone T., De Rafélis, M., Brahmi, C., and Chavagnac, V.**, Sr isotope ratios of modern carbonate shells: Good and bad news for chemostratigraphy, *Geology*, 2018, vol. 46, no. 11, pp. 1003–1006. doi 10.1130/G45380.1
- Eldson, T.S., Wells, B.K., Campana, S.E., Gillanders, B.M., Jones, C.M., Limburg, K.E., Secor, D.H., Thorrold, S.R., and Walther, B.D.**, Otolith chemistry to describe movements and life-history parameters of fishes: Hypotheses, assumptions, limitations and inferences, *Ocean. Mar. Biol.*, 2008, vol. 46, pp. 297–330.
- Farrell, J. and Campana, S.E.**, Regulation of calcium and strontium deposition on the otoliths of juvenile tilapia, *Oreochromis niloticus*, *Comp. Biochem. Physiol. Part A: Physiology*, 1996, vol. 115, no. 2, pp. 103–109. doi 10.1016/0300-9629(96)00015-1
- Ferreira, I., Santos, D., Moreira, C., Feijó, D., Rocha, A., and Correia, A.T.**, Population structure of *Chelidonichthys lucerna* in Portugal mainland using otolith shape and elemental signatures, *Mar. Biol. Res.*, 2019, vol. 15, no. 8–9, pp. 500–512. doi 10.1080/17451000.2019.1673897
- Feyrer, F., Hobbs, J., Baerwald, M., Sommer, T., Yin, Q.-Z., Clark, K., May, B., and Bennett W.**, Otolith microchemistry provides information complementary to microsatellite DNA for a migratory fish, *Transact. Amer. Fish. Soc.*, 2007, vol. 136, no. 2, pp. 469–476. doi 10.1577/T06-044.1
- Flem B., Benden T.F., Finne T.E., Moen, V., Nordahl, T.M., Skår, K., Nordgulen, Ø., and Solli, A.**, The fish farm of origin is assigned by the element profile of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) scales in a simulated escape event, *Fish. Res.*, 2018, vol. 206, pp. 1–13. doi 10.1016/j.fishres.2018.04.025
- Flem, B., Moen, V., Finne, T., Viljugrein, H., and Kristoffersen, A.B.**, Trace element composition of smolt scales from Atlantic salmon (*Salmo salar* L.), geographic variation between hatcheries, *Fish. Res.*, 2017, vol. 190, pp. 183–196. doi 10.1016/j.fishres.2017.02.010
- Fortunato, R.C., González-Castro, M., Galán, A.R., Alonso, I.G., Kunert, C., Durà, V.B., and Volpedo, A.**, Identification of potential fish stocks and lifetime movement patterns of *Mugil liza* Valenciennes, 1836 in the Southwestern Atlantic Ocean, *Fish. Res.*, 2017, vol. 193, pp. 164–172. doi 10.1016/j.fishres.2017.04.005
- Fukushima, M., Jutagate, T., Grudpan, C., Phomikong, P., and Nohara, S.**, Potential effects of hydroelectric dam development in the Mekong River basin on the migration of Siamese mud carp (*Henicorhynchus siamensis* and *H. lobatus*) elucidated by otolith microchemistry, *PLoS One*, 2014, vol. 9, no. 8, art. ID 103722. doi 10.1371/journal.pone.0103722
- Gabrielsson, R.M., Kim, J., Reid, M.R., Stirling, C.H., Numata, M., and Closs, G.P.**, Does the trace element composition of brown trout *Salmo trutta* eggs remain unchanged in spawning redds?, *J. Fish Biol.*, 2012, vol. 81, no. 6, pp. 1871–1879. doi 10.1111/j.1095-8649.2012.03396.x
- Gahagan, B.I., Vokoun, J.C., Whitley, G.W., and Schultz, E.T.**, Evaluation of otolith microchemistry for identifying natal origin of anadromous river herring in Connecticut, *Mar. Coast. Fish.*, 2012, vol. 4, no. 1, pp. 358–372. doi 10.1080/19425120.2012.675967
- Galleguillos, R., Ferrada, S., Canales-Aguirre, C., Astete, S., and Lafon A.**, Análisis de genética de poblaciones, in *Unidades poblacionales de merluza de tres aletas (Micromesistius australis)*, Niklitschek, E., Canales, C., Ferrada, S., Galleguillos, R., George-Nascimento, M., Hernández, E., Herranz, C., Lafon, A., Roa, R., Toledo, P., eds, Coyhaique, 2009, pp. 34–49.
- Gaston, T.F. and Suthers, I.M.**, Spatial variation in $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ of liver, muscle and bone in a rocky reef planktivorous fish: the relative contribution of sewage, *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 2004, vol. 304, pp. 17–33. doi 10.1016/j.jembe.2003.11.022
- Gauldie, R.W., Sharma, S.K., and Volk, E.**, Micro-Raman spectral study of vaterite and aragonite otoliths of the coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*, *Comp. Biochem. Physiol. Part A: Physiology*, 1997, vol. 118, no. 3, pp. 753–757. doi 10.1016/S0300-9629(97)00059-5

- Geffen, A.J., Nash, R.D.M., and Dickey-Collas, M.,** Characterization of herring populations west of the British Isles: an investigation of mixing based on otolith microchemistry, *ICES J. Mar. Sci.*, 2011, vol. 68, no. 7, pp. 1447–1458. doi 10.1093/icesjms/fsr051
- Gillanders, B.M.,** Trace metals in four structures of fish and their use for estimates of stock structure, *Fish. Bull.*, 2001, vol. 99, pp. 410–419.
- Gleason, C.M., Norcross, B.L., and Spaleta, K.,** Otolith chemistry discriminates water mass occupancy of Arctic fishes in the Chukchi Sea, *Mar. Freshwater Res.*, 2016, vol. 67, no. 7, pp. 967–979. doi 10.1071/MF15084
- Glimcher, M.J.,** The nature of the mineral phase in bone: Biological and clinical implications, in *Metabolic bone disease and clinically related disorders*, Avioli, L.V. and Krane, S.M., ed., San Diego, CA: Academic Press, 1998, chap. 2, pp. 23–52.
- Green, C.P., Robertson, S.G., Hamer, P.A., Virtue P., Jackson G.D., and Moltschanivskyj N.A.,** Combining statolith element composition and Fourier shape data allows discrimination of spatial and temporal stock structure of arrow squid (*Nototodarus gouldi*), *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2015, vol. 72, pp. 1–10. doi 10.1139/cjfas-2014-0559
- Guidetti, P., Petrillo, M., De Benedetto, G., and Albertelli, G.,** The use of otolith microchemistry to investigate spawning patterns in European anchovy: A case study in the eastern Ligurian Sea (NW Mediterranean), *Fish. Res.*, 2013, vol. 139, pp. 1–4. doi 10.1016/j.fishres.2012.10.015
- Guillou, A. and Delanoue J.,** Use of strontium as a nutritional marker for farm-reared brook trout, *The Prog. Fish-Cult.*, 1987, vol. 49, pp. 34–39. doi 10.1577/1548-8640(1987)49<34:YO-SAAN>2.0.CO;2
- Gunn, J.S., Harrowfield, I.R., Proctor, C.H., and Thresher, R.E.,** Electron probe microanalysis of fish otoliths devaluation of techniques for studying age and stock discrimination, *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 1992, vol. 158, no. 1, pp. 1–36. doi 10.1016/0022-0981(92)90306-U
- Hale, L.F., Dudgeon, J.V., Mason, A.Z., and Lowe, C.G.,** Elemental signatures in the vertebral cartilage of the round stingray, *Urobatis halleri*, from Seal Beach, California, *Environ. Biol. Fish.*, 2006, vol. 77, no. 3–4, pp. 317–325. doi 10.1007/s10641-006-9124-2
- Hand, C.P., Ludsins, S.A., Fryer, B.J., and Marsden, E.J.,** Statolith microchemistry as a technique for discriminating among Great Lakes sea lamprey (*Petromyzon marinus*) spawning tributaries, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2008, vol. 65, pp. 1153–1164.
- Hansson, S.V., Desforges, J.-P., van Beest, F.M., Bach, L., Halden, N.M., Sonne, C., Mosbech, A., and Søndergaard, J.,** Bioaccumulation of mining derived metals in blood, liver, muscle and otoliths of two Arctic predatory fish species (*Gadus ogac* and *Myoxocephalus scorpius*), *Env. Res.*, 2020, vol. 183. doi 10.1016/j.envres.2020.109194
- Hata, M., Kawakami, T., and Otake T.,** Immediate impact of the tsunami associated with the 2011 Great East Japan Earthquake on the *Plecoglossus altivelis altivelis* population from the Sanriku coast of northern Japan, *Environ. Biol. Fish.*, 2016, vol. 99, pp. 527–538.
- Hauser, M., Duponchelle, F., Hermann, T.W., Limburg, K.E., Castello, L., Stewart, D.J., Torrente-Vilara, G., García-Vásquez, A., García-Davila, C., Pouilly, M., Pecheyran, C., Ponzevera, E., Renno, J.-F., Moret, A.S., and Doria, C.R.C.,** Unmasking continental natal homing in goliath catfish from the upper Amazon, *Freshwater Biol.*, 2020, vol. 65, no. 2, pp. 325–336. doi 10.1111/fwb.13427
- Hedger, R.D., Atkinson, P.M., Thibault, I., and Dodson, J.J.,** A quantitative approach for classifying fish otolith strontium: calcium sequences into environmental histories, *Ecol. Informatics*, 2008, vol. 3, no. 3, pp. 207–217. doi 10.1016/j.ecoinf.2008.04.001
- Hegg, J.C., Kennedy, B.P., and Chittaro, P.,** What did you say about my mother? The complexities of maternally derived chemical signatures in otoliths, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2019, vol. 76, no. 1, pp. 81–94. doi 10.1139/cjfas-2017-0341
- Heidemann, F., Marohn, L., Hinrichsen, H.H., Huwer, B., Hüsey, K., Klügel, A., Böttcher, U., and Hanel, R.,** Suitability of otolith microchemistry for stock separation of Baltic cod, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2012, vol. 465, pp. 217–226. doi 10.3354/meps09922
- Hill, K.T., Cailliet, G.M., and Radtke, R.L.,** A comparative analysis of growth zones in four calcified structures of Pacific blue marlin, *Makaira nigricans*, *Fish. Bull.*, 1989, vol. 87, no. 4, pp. 829–843.
- Hobbs, J.A., Lewis, L.S., Ikemiyagi, N., Sommer, T., and Baxter, R.D.,** The use of otolith strontium isotopes ($^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$) to identify nursery habitat for a threatened estuarine fish, *Environ. Biol. Fish.*, 2010, vol. 89, pp. 557–569. doi 10.1007/s10641-010-9672-3
- Humston, R., Doss, S.S., Wass, C., Hollenbeck, C., Thorrold, S.R., Smith, S., and Bataille, C.P.,** Isotope geochemistry reveals ontogeny of dispersal and exchange between main-river and

- tributary habitats in smallmouth bass *Micropterus dolomieu*, *J. Fish Biol.*, 2017, vol. 90, no. 2, pp. 528–548. doi 10.1111/jfb.13073
- Hüssy, K., Gröger, J., Heidemann, F., Hinrichsen, H.-H., and Marohn, L.**, Slave to the rhythm: seasonal signals in otolith microchemistry reveal age of eastern Baltic cod (*Gadus morhua*), *ICES J. Mar. Sci.*, 2016, vol. 73, no. 4, pp. 1019–1032. doi 10.1093/icesjms/fsv247
- Hutchinson, J.J. and Trueman, C.N.**, Stable isotope analyses of collagen in fish scales: limitations set by scale architecture, *J. Fish Biol.*, 2006, vol. 69, no. 6, pp. 1874–1880. doi 10.1111/j.1095-8649.2006.01234.x
- Izzo, C., Huvneers, C., Drew, M., Bradshaw, C.J.A., Donnellan, S.C., and Gillanders, B.M.**, Vertebral chemistry demonstrates movement and population structure of bronze whaler, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2016, vol. 556, pp. 195–207. doi 10.3354/meps11840
- Izzo, C., Reis-Santos, P., and Gillanders, B.M.**, Otolith chemistry does not just reflect environmental conditions: A meta-analytic evaluation, *Fish and Fisheries*, 2018, vol. 19, no. 3, pp. 441–454. doi 10.1111/faf.12264
- Jacobsen, J.A. and Hansen, L.P.**, Conventional tagging methods in stock identification: internal and external tags, *ICES ASC 2004/EE:29*, 2004.
- Jarić, I., Lenhardt, M., Pallon, J., Elfman, M., Kalauzi, A., Suci, R., Cvijanovic, G., and Ebenhard, T.**, Insight into Danube sturgeon life history: trace element assessment in pectoral fin rays, *Environ. Biol. Fish.*, 2011, vol. 90, no. 2, pp. 171–181. doi 10.1007/s10641-010-9728-4
- Jones, R.**, Manual of methods for fish stock assessment. Part 4. Marking, *Fao Fisheries Technical Paper*, 1966, no. 51, Suppl 1.
- Kafemann, R., Adlerstein, S., and Neukamm, R.**, Variation in otolith strontium and calcium ratios as an indicator of life-history strategies of freshwater fish species within a brackish water system, *Fish. Res.*, 2000, vol. 46, no. 1–3, pp. 313–325. doi 10.1016/s0165-7836(00)00156-9
- Kalish, J.M.**, Use of otolith microchemistry to distinguish the progeny of sympatric anadromous and non-anadromous salmonids, *Fish. Bull.*, 1990, vol. 88, pp. 657–666.
- Kang, S., Kim, S., Telmer, K., Welch, D., and Lee, Y.-H.**, Stock identification and life history interpretation using trace element signatures in salmon otoliths, *Ocean Sci. J.*, 2014, vol. 49, no. 3, pp. 201–210. doi 10.1007/s12601-014-0020-y
- Keenleyside, K.A.**, *Elemental composition of vertebral bone of the northern redbelly dace (Phoxinus eos) in relation to lake environmental factors: M. Sc.*, Univ. of Toronto, Ontario, Canada, 1992.
- Keller, D.H., Zelanko, P.M., Gagnon, J.E., Horwitz, R.J., Galbraith, H.S., and Velinsky, D.J.**, Linking otolith microchemistry and surface water contamination from natural gas mining, *Environ. Pollut.*, 2018, vol. 240, pp. 457–465. doi 10.1016/j.envpol.2018.04.026
- Kennedy, B.P., Blum, J.D., Folt, C.L., and Nislow, K.H.**, Using natural strontium isotopic signatures as fish markers: Methodology and application, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2000, vol. 57, no. 11, pp. 2280–2292. doi 10.1139/cjfas-57-11-2280
- Kerr, L.A. and Campana, S.E.**, Chemical composition of fish hard parts as a natural marker of fish stocks, *Stock identification methods*, Cadrin, S.X., Kerr, L.A., Mariani, S., ed., San Diego: Academic Press, 2014, Chap. 11, pp. 205–234. doi 10.1016/B978-0-12-397003-9.00011-4
- Kerr, L.A., Secor, D.H., and Kraus, R.T.**, Stable isotope ($\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{18}\text{O}$) and Sr/Ca composition of otoliths as proxies for environmental salinity experienced by an estuarine fish, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2007, vol. 349, pp. 245–253. doi 10.3354/meps07064
- Lall, S.P.**, The minerals, *Fish nutrition*, Halver, J.E. and Hardy, R.W., ed., San Diego: Academic, 2002, pp. 259–308. doi 10.1016/B978-012319652-1/50006-9
- Landsman, S., Stein, J.A., Whitley, G., and Robillard, S.R.**, Stable oxygen isotope analysis confirms natural recruitment of Lake Michigan-origin Lake Trout (*Salvelinus namaycush*) to the adult life stage, *Fish. Res.*, 2017, vol. 190, pp. 15–23. doi 10.1016/j.fishres.2017.01.013
- Lazartigues, A.V., Plourde, S., Dodson, J.J., Morissette, O., Ouellet, P., and Sirois, P.**, Determining natal sources of capelin in a boreal marine park using otolith microchemistry, *ICES J. Mar. Sci.*, 2016, vol. 73, no. 10, pp. 2644–2652. doi 10.1093/icesjms/fsw104
- Ley, J.A. and Rolls, H.J.**, Using otolith microchemistry to assess nursery habitat contribution and function at a fine spatial scale, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2018, vol. 606, pp. 151–173. doi 10.3354/meps12765
- Liden, K. and Angerbjörn, A.**, Dietary change and stable isotopes: a model of growth and dormancy in cave bears, *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 1999, vol. 266, no. 1430, pp. 1779–1783. doi 10.1098/rspb.1999.0846
- Limburg, K.E., Elfman, M., Kristiansson, P., Malmkvist, K., and Pallon J.**, New insights into fish ecology via nuclear microscopy of otoliths, *AIP Conference Proceedings: Proceedings of*

17th International Conference on Applications of Accelerators in Research and Industry, 2003, vol. 680, no. 1, pp. 339–342. doi 10.1063/1.1619730

Limburg K.E., Landergren P., Westin L., Elfman M., and Kristiansson P., Flexible modes of anadromy in Baltic sea trout: making the most of marginal spawning streams, *J. Fish Biol.*, 2001, vol. 59, no. 3, pp. 682–695. doi 10.1111/j.1095-8649.2001.tb02372.x

Loeppky, A.R., McDougall, C.A., and Anderson, W.G., Identification of hatchery-reared Lake Sturgeon *Acipenser fulvescens* using natural elemental signatures and stable isotope marking of fin rays, *North Amer. J. Fish. Manag.*, 2020, vol. 40, no. 1, pp. 61–74. doi 10.1002/nafm.10372

Longmore, C., Fogarty, K., Neat, F., Brophy, D., Trueman, C.N., Milton, J.A., and Mariani, S., A comparison of otolith microchemistry and otolith shape analysis for the study of spatial variation in a deep-sea teleost, *Coryphaenoides rupestris*, *Environ. Biol. Fish.*, 2010, vol. 89, no. 3, pp. 591–605. doi 10.1007/s10641-010-9674-1

Lowe, M.R., DeVries, D.R., Wright, R.A., Ludsin, S.A. and Fryer, B.J., Otolith microchemistry reveals substantial use of freshwater by southern flounder in the northern Gulf of Mexico, *Estuaries and Coasts*, 2011, vol. 34, no. 3, pp. 630–639. doi 10.1007/s12237-010-9335-9

Mai, A.C.G., dos Santos, M.L., Lemos, V.M., and Vieira, J.P., Discrimination of habitat use between two sympatric species of mullets, *Mugil curema* and *Mugil liza* (Mugiliformes: Mugilidae) in the rio Tramandaí Estuary, determined by otolith chemistry, *Neotrop. Ichthyol.*, 2018, vol. 16, no. 2. doi 10.1590/1982-0224-20170045

Manual of fish sclerochronology, Panfili, J., Pontual H., (de), Troadec, H., Wright, P.J., eds, Brest, France: Ifremer-IRD coedition, 2002.

Martin, J., Bareille, G., Berail, S., Pécheyran, C., Gueraud, F., Lange, F., Daverat, F., Bru, N., Beall, E., Barracou, D., and Donard, O., Persistence of a southern Atlantic salmon population: Diversity of natal origins from otolith elemental and Sr isotopic signatures, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2013, vol. 70, no. 2, pp. 182–197. doi 10.1139/cjfas-2012-0284

McMullin, R.M., Wing, S.R., and Reid, M.R., Ice fish otoliths record dynamics of advancing and retreating sea ice in Antarctica, *Limnol. Oceanogr.*, 2017, vol. 62, no. 6, pp. 2662–2673. doi 10.1002/lno.10597

Miyan, K., Khan, M.A., Patel, D.K., Khan, S., and Ansari, N.G., Truss morphometry and otolith microchemistry reveal stock discrimination in *Clarias batrachus* (Linnaeus, 1758) inhabiting the Gangetic river system, *Fish. Res.*, 2016, vol. 173, pp. 294–302. doi 10.1016/j.fishres.2015.10.024

Moll, D., Kotterba, P., Jochum, K.P., von Nordheim, L., and Polte, P., Elemental inventory in fish otoliths reflects natal origin of Atlantic herring (*Clupea harengus*) from Baltic Sea juvenile areas, *Front. Mar. Sci.*, 2019, vol. 6, pp. 1–11. doi 10.3389/fmars.2019.00191

Morais, P., Dias, E., Cerveira, I., Carlson, S.M., Johnson, R.C., and Sturrock, A.M., How scientists reveal the secret migrations of fish, *Frontiers for Young Minds*, 2018, vol. 6, pp. 1–10. doi 10.3389/frym.2018.00067

Mugiya, Y., Hakomori, T., and Hatsutori, K., Trace metal incorporation into otoliths and scales in the goldfish, *Carassius auratus*, *Comp. Biochem. Physiol. Part C: Comp. Pharmacol.*, 1991, vol. 99, no. 3, pp. 327–331. doi 10.1016/0742-8413(91)90250-W

Mugiya, Y. and Watabe, N., Studies on fish scale formation and resorption—II. Effect of estradiol on calcium homeostasis and skeletal tissue resorption in the goldfish, *Carassius auratus*, and the killifish, *Fundulus heteroclitus*, *Comp. Biochem. Physiol. Part A: Physiology*, 1977, vol. 57, no. 2, pp. 197–202. doi 10.1016/0300-9629(77)90455-8

Muhlfeld, C.C., Marotz, B., Thorrold, S.R., and FitzGerald, J.L., Geochemical signatures in scales record stream of origin in westslope cutthroat trout, *Transact. Amer. Fish. Soc.*, 2005, vol. 134, no. 4, pp. 945–959. doi 10.1577/T04-029.1

Muhlfeld, C.C., Thorrold, S.R., McMahon, T.E., and Marotz, B., Estimating westslope cutthroat trout (*Oncorhynchus clarkii lewisi*) movements in a river network using strontium isoscapes, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2012, vol. 69, no. 5, pp. 906–915. doi 10.1139/f2012-033

Mulligan, T.J., Lapi, L., Kieser, R., Yamada, S.B., and Duewer, D.L., Salmon stock identification based on elemental composition of vertebrae, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1983, vol. 40, no. 2, pp. 215–229. doi 10.1139/f83-032

Murase, I. and Iguchi, K., Facultative amphidromy involving estuaries in an annual amphidromous fish from a subtropical marginal range, *J. Fish Biol.*, 2019, vol. 95, no. 6, pp. 1391–1398. doi 10.1111/jfb.14147

Nazir, A. and Khan, M.A., Spatial and temporal variation in otolith chemistry and its relationship with water chemistry: Stock discrimination of *Sperata aor*, *Ecol. Freshwater Fish*, 2019, vol. 28, no. 3, pp. 499–511. doi 10.1111/eff.12471

- Niklitschek, E.J., Secor, D.H., Toledo, P., Lafon, A., and George-Nascimento, M.,** Segregation of SE Pacific and SW Atlantic southern blue whiting stocks: integrating evidence from complementary otolith microchemistry and parasite assemblage approaches, *Environ. Biol. Fish.*, 2010, vol. 89, no. 3, pp. 399–413. DOI 10.1007/s10641-010-9695-9
- Nishimoto, M.M., Washburn, L., Warner, R.R., Love, M.S. and Paradi, G.L.,** Otolith elemental signatures reflect residency in coastal water masses, *Environ. Biol. Fish.*, 2010, vol. 89, no. 3, pp. 341–356. doi 10.1007/s10641-010-9698-6
- Northern, T.J., Smith, A.M., McKinnon, J.F., and Bolstad, K.S.R.,** Trace elements in beaks of greater hooked squid *Onykia ingens*: opportunities for environmental tracing, *Molluscan Res.*, 2019, vol. 39, no. 1, pp. 29–34. doi 10.1080/13235818.2018.1495604
- Nowling, L., Gaudie, R.W., Cowan Jr., J.H., and De Carlo, E.,** Successful discrimination using otolith microchemistry among samples of red snapper *Lutjanus campechanus* from artificial reefs and samples of *L. campechanus* taken from nearby oil and gas platforms, *Open Fish Sci. J.*, 2011, vol. 4, pp. 1–9. doi 10.2174/1874401x01104010001
- Olley, R., Young, R.G., Closs, G.P., Kristensen, E.A., Bickel, T.O., Deans, N.A., Davey, L.N., and Eggins, S.M.,** Recruitment sources of brown trout identified by otolith trace element signatures, *New Zeal. J. Mar. Freshwater Res.*, 2011, vol. 45, no. 3, pp. 395–411. doi 10.1080/00288330.2011.592196
- Padilla, A.J., Brown, R.J., and Wooller, M.J.,** Determining the movements and distribution of anadromous Bering Ciscos by use of otolith strontium isotopes, *Transact. Amer. Fish. Soc.*, 2016, vol. 145, no. 6, pp. 1374–1385. doi 10.1080/00028487.2016.1225599
- Pangle, K.L., Ludsin, S.A., and Fryer, B.J.,** Otolith microchemistry as a stock identification tool for freshwater fishes: testing its limits in Lake Erie, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2010, vol. 67, no. 9, pp. 1475–1489. doi 10.1139/F10-076
- Patterson, W.F.III, Cowan Jr., J.H., Graham, E.Y., and Berry Lyons, W.,** Otolith microchemical fingerprints of age-0 Red snapper, *Lutjanus campechanus*, from the northern Gulf of Mexico, *Gulf of Mexico Science*, 1998, vol. 16, no. 1, pp. 83–91. doi 10.18785/goms.1601.12
- Pearcy, W.G. and Miller, J.A.,** Otolith microchemistry of Coastal Cutthroat Trout from the Marys and Willamette Rivers, *Northwestern Naturalist*, 2018, vol. 99, no. 2, pp. 101–114. doi 10.1898/NWN17-21.1
- Pender, P.J. and Griffin, R.K.,** Habitat history of barramundi *Lates calcarifer* in a north Australian river system based on barium and strontium levels in scales, *Transact. Amer. Fish. Soc.*, 1996, vol. 125, no. 5, pp. 679–689. doi 10.1577/1548-8659(1996)125<0679:HHOBCI>2.3.CO;2
- Pereira, L.A., Santos, R.V., Hauser, M., Duponchelle, F., Carvajal, F., Pecheyran, C., Bérail, S., and Pouilly, M.,** Commercial traceability of *Arapaima* spp. fisheries in the Amazon basin: can biogeochemical tags be useful?, *Biogeosciences*, 2019, vol. 16, pp. 1781–1797. doi 10.5194/bg-16-1781-2019
- Perrier, C., Daverat, F., Evanno, G., Pécheyran, C., Bagliniere, J.-L., and Roussel, J.-M.,** Coupling genetic and otolith trace element analyses to identify river-born fish with hatchery pedigrees in stocked Atlantic salmon (*Salmo salar*) populations, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2011, vol. 68, no. 6, pp. 977–987. doi 10.1139/f2011-040
- Perrion, M.A., Kaemingk, M.A., Koupal, K.D., Schoenebeck, C.W., and Bickford, N.A.,** Use of otolith chemistry to assess recruitment and habitat use of a white bass fishery in a Nebraska reservoir, *Lake and Reservoir Management*, 2020, vol. 36, no. 1, pp. 64–74. doi 10.1080/10402381.2019.1637977
- Phelps, Q.E., Hupfeld, R.N., and Whitedge, G.W.,** Lake sturgeon *Acipenser fulvescens* and shovelnose sturgeon *Scaphirhynchus platorynchus* environmental life history revealed using pectoral fin-ray microchemistry: Implications for interjurisdictional conservation through fishery closure zones, *J. Fish Biol.*, 2017, vol. 90, no. 2, pp. 626–639. doi 10.1111/jfb.13242
- Pozebon, D., Scheffler, G.L., and Dressler, V.L.,** Recent applications of laser ablation inductively coupled plasma mass spectrometry (LA-ICP-MS) for biological sample analysis: a follow-up review, *J. Anal. At. Spectrom.*, 2017, vol. 32, no. 5, pp. 890–919. doi 10.1039/C7JA00026J
- Prichard, C.G., Jonas, J.L., Studen, J.J., Watson, N.M., and Pangle, K.L.,** Same habitat, different species: otolith microchemistry relationships between migratory and resident species support interspecific natal source classification, *Environ. Biol. Fish.*, 2018, vol. 101, no. 6, pp. 1025–1038. doi 10.1007/s10641-018-0756-9
- Proctor, C.H., Thresher, R.E., Gunn, J.S., Mills, D.J., Harrowfield, I.R., and Sie, S.H.,** Stock structure of the southern bluefin tuna *Thunnus maccoyii*: an investigation based on probe microanalysis of otolith composition, *Mar. Biol.*, 1995, vol. 122, pp. 511–526. doi 10.1007/BF00350674
- Ramsay, A.L., Hughes, R.N., Chenery, S.R., and McCarthy, I.D.,** Biogeochemical tags in fish: predicting spatial variations in strontium and manganese in *Salmo trutta* scales using stream water geochemistry, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2015, vol. 72, no. 3, pp. 422–433. doi 10.1139/cjfas-2014-0055

- Ramsay, A.L., Milner, N.J., Hughes, R.N., and McCarthy, I.D.**, Comparison of the performance of scale and otolith microchemistry as fisheries research tools in a small upland catchment, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2011, vol. 68, no. 5, pp. 823–833. doi 10.1139/f2011-027
- Randon, M., Daverat, F., Bareille, G., Jatteau, P., Martin, J., Pecheyran, C., and Drouineau, H.**, Quantifying exchanges of Allis shads between river catchments by combining otolith microchemistry and abundance indices in a Bayesian model, *ICES J. Mar. Sci.*, 2018, vol. 75, no. 1, pp. 9–21. doi 10.1093/icesjms/fsx148
- Reader, J.M., Spares, A., Stokesbury, M.J.W., Avery, T.S., and Dadswell, M.J.**, Elemental fingerprints of otoliths from smolt of Atlantic salmon, *Salmo salar* Linnaeus, 1758, from three maritime watersheds: natural tag for stock discrimination, *Proceedings of the Nova Scotian Institute of Science*, 2015, vol. 48, no. 1, pp. 91–123. doi 10.15273/pnsis.v48i1.5908
- Régnier, T., Augley, J., Devalla, S., Robinson, C.D., Wright, P.J., and Neat, F.C.**, Otolith chemistry reveals seamount fidelity in a deepwater fish, *Deep Sea Res., Part I*, 2017, vol. 121, pp. 183–189. doi 10.1016/j.dsr.2017.01.010
- Reimer, T., Dempster, T., Warren-Myers, F., Jensen, A.J., and Swearer, S.E.**, High prevalence of vaterite in sagittal otoliths causes hearing impairment in farmed fish, *Sci. Rep.*, 2016, vol. 6. doi 10.1038/srep25249
- Roberts, B.H., Morrongiello, J.R., King, A.J., Morgan, D.L., Saunders, T.M., Woodhead, J., and Crook, D.A.**, Migration to freshwater increases growth rates in a facultatively catadromous tropical fish, *Oecologia*, 2019, vol. 191, no. 2, pp. 253–260. doi 10.1007/s00442-019-04460-7
- Rohtla, M., Matetski, L., Svirgsden, R., Kesler, M., Taal, I., Saura, A., Vaittinen, M., and Vetemaa, M.**, Do sea trout *Salmo trutta* parr surveys monitor the densities of anadromous or resident maternal origin parr, or both?, *Fish. Manag. Ecol.*, 2017, vol. 24, no. 2, pp. 156–162. doi 10.1111/fme.12214
- Rohtla, M., Vetemaa, M., Taal, I., Svirgsden, R., Urtson, K., Saks, L., Verliin, A., Kesler, M., and Saat, T.**, Life history of anadromous burbot (*Lota lota*, Linnaeus) in the brackish Baltic Sea inferred from otolith microchemistry, *Ecol. Freshwater Fish*, 2014, vol. 23, no. 2, pp. 141–148. doi 10.1111/eff.12057
- Roy, P.K. and Lall, S.P.**, Mineral nutrition of haddock *Melanogrammus aeglefinus* (L.): a comparison of wild and cultured stock, *J. Fish Biol.*, 2006, vol. 68, no. 5, pp. 1460–1472. doi 10.1111/j.0022-1112.2006.001031.x
- Rude, N.P., Smith, K.T., and Whitley, G.W.**, Identification of stocked muskellunge and potential for distinguishing hatchery-origin and wild fish using pelvic fin ray microchemistry, *Fish. Manag. Ecol.*, 2014, vol. 21. — P. 312–321. doi 10.1111/fme.12081
- Ryan, D., Shephard, S., Gargan, P., and Roche, W.**, Estimating sea trout (*Salmo trutta* L.) growth from scale chemistry profiles: an objective approach using LA-ICPMS, *Fish. Res.*, 2019, vol. 211, pp. 69–80. doi 10.1016/j.fishres.2018.10.029
- Ryan, D., Shephard, S., and Kelly, F.L.**, Temporal stability and rates of post-depositional change in geochemical signatures of brown trout *Salmo trutta* scales, *J. Fish Biol.*, 2016, vol. 89, no. 3, pp. 1704–1719. doi 10.1111/jfb.13081
- Santamaria, N., Bello, G., Pousis, C., Vassallo-Agius, R., de la Gándara, F., and Corriero, A.**, Fin spine bone resorption in Atlantic Bluefin Tuna, *Thunnus thynnus*, and comparison between wild and captive-reared specimens, *PLoS One*, 2015, vol. 10, no. 3, art. ID e0121924. doi 10.1371/journal.pone.0121924
- Schilling, H.T., Reis-Santos, P., Hughes, J.M. et al. Smith, J.A., Everett, J.D., Stewart, J., Gillanders, B.M., and Suthers, I.M.**, Evaluating estuarine nursery use and life history patterns of *Pomatomus saltatrix* in eastern Australia, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2018, vol. 598, pp. 187–199. doi 10.3354/meps12495
- Schoen, L.S., Student, J.J., Hoffman, J.C., Sierszen, M.E., and Uzarski, D.G.**, Reconstructing fish movements between coastal wetland and nearshore habitats of the Great Lakes, *Limnol. Oceanogr.*, 2016, vol. 61, no. 5, pp. 1800–1813. doi 10.1002/lno.10340
- Scholes, R.C., Hageman, K.J., Closs, G.P., Stirling, C.H., Reid, M.R., Gabrielson, R., and Augspurger, J.M.**, Predictors of pesticide concentrations in freshwater trout — The role of life history, *Environ. Pollut.*, 2016, vol. 219, pp. 253–261. doi 10.1016/j.envpol.2016.10.017
- Sealy, J., Armstrong, R., and Schrire, C.**, Beyond lifetime averages: tracing life-histories through isotopic analysis of different calcified tissues from archaeological human skeletons, *Antiquity*, 1995, vol. 69, no. 263, pp. 290–300. doi 10.1017/S0003598X00064693
- Secor, D.H., Campana, S.E., Zdanowicz, V.S., Lam, J.W.H., Yang, L., and Rooker, J.R.**, Inter-laboratory comparison of Atlantic and Mediterranean bluefin tuna otolith microconstituents, *ICES J. Mar. Sci.*, 2002, vol. 59, no. 6, pp. 1294–1304. doi 10.1006/jmsc.2002.1311

- Secor, D.H., Houde, E.D., Henderson-Arzapalo, A., and Picoli, P.M.,** Tracking the migrations of estuarine and coastal fishes using otolith microchemistry, *ICES Anadromous/Catadromous Committee*, 1993, vol. 41.
- Sellheim, K., Willmes, M., Hobbs, J.A., Glessner, J.J.G., Jackson, Z.J., and Merz, J.E.,** Validating Fin Ray Microchemistry as a Tool to Reconstruct the Migratory History of White Sturgeon, *Trans. Am. Fish. Soc.*, 2017, vol. 146, no. 5, pp. 844–857. doi 10.1080/00028487.2017.1320305
- Severin, K.P., Carroll, J., and Norcross, B.L.,** Electron microprobe analysis of juvenile walleye pollock, *Theragra chalcogramma*, otoliths from Alaska: a pilot stock separation study, *Environ. Biol. Fish.*, 1995, vol. 43, pp. 269–283. doi 10.1007/BF00005859
- Shaw, P.W.,** *Using mitochondrial DNA markers to test for differences between nuclear and mitochondrial genome genetic subdivision of the southern blue whiting (Micromesistius australis)*, Stanley, Falkland Islands: Fisheries Department, Falkland Islands Government, 2005.
- Shirai, K., Koyama, F., Murakami-Sugihara, N., Nanjo, K., Higuchi, T., Kohno, H., Wananabe, Y., Okamoto, K., and Sano, M.,** Reconstruction of the salinity history associated with movements of mangrove fishes using otolith oxygen isotopic analysis, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2018, vol. 593, pp. 127–139. doi 10.3354/meps12514
- Shrimpton, J.M., Warren, K.D., Todd, N.L. McRae, C., Glova, G., Telmer, K., and Clarke, A.,** Freshwater movement patterns by juvenile Pacific salmon *Oncorhynchus* spp. before they migrate to the ocean: Oh the places you'll go!, *J. Fish Biol.*, 2014, vol. 85, no. 4, pp. 987–1004. doi 10.1111/jfb.12468
- Sie, S.H. and Thresher, R.E.,** Micro-PIXE analysis of fish otoliths: methodology and evaluation of first results for stock discrimination, *Internat. J. PIXE*, 1992, vol. 2, no. 3, pp. 357–379. doi 10.1142/S0129083592000385
- Sih, T.L. and Kingsford, M.J.,** Near-reef elemental signals in the otoliths of settling *Pomacentrus amboinensis* (Pomacentridae), *Coral Reefs*, 2016, vol. 35, pp. 303–315. doi 10.1007/s00338-015-1376-x
- Smith, K.T. and Whitlege, G.,** Trace element and stable isotopic signatures in otoliths and pectoral spines as potential indicators of catfish environmental history, *Catfish 2010: Proceedings of the 2nd International Catfish Symposium American Fisheries Society Symposium 77*, 2011, pp. 645–660.
- Smith, K.T. and Whitlege, G.W.,** Fin ray chemistry as a potential natural tag for small-mouth bass in Northern Illinois Rivers, *J. Freshwater Ecol.*, 2010, vol. 25, no. 4, pp. 627–635. doi 10.1080/02705060.2010.9664412
- Soeth M., Spach H., Daros F., Alves, J., Almeida, A., and Correia, A.,** Stock structure of Atlantic spadefish *Chaetodipterus faber* from Southwest Atlantic Ocean inferred from otolith elemental and shape signatures, *Fish. Res.*, 2019, vol. 211, pp. 81–90. doi 10.1016/j.fishres.2018.11.003
- Sohn, D., Kang, S., and Kim, S.,** Stock identification of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) using trace elements in otoliths, *J. Oceanogr.*, 2005, vol. 61, pp. 305–312.
- Spurgeon, J.J., Pegg, M.A., and Halden, N.M.,** Mixed-origins of channel catfish in a large-river tributary, *Fish. Res.*, 2018, vol. 198, pp. 195–202. doi 10.1016/j.fishres.2017.09.001
- Sturrock, A.M., Trueman, C.N., Darnaude, A.M., and Hunter, E.,** Can otolith elemental chemistry retrospectively track migrations in fully marine fishes?, *J. Fish Biol.*, 2012, vol. 81, no. 2, pp. 766–795. doi 10.1111/j.1095-8649.2012.03372.x
- Sturrock, A.M., Trueman, C.N., Milton, J.A., Waring, C.P., Cooper, M.J., and Hunter, E.,** Physiological influences can outweigh environmental signals in otolith microchemistry research, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2014, vol. 500, pp. 245–264. doi 10.3354/meps10699
- Svirgsden, R., Rohftla, M., Albert, A., Taal, I., Saks, L., Verliin, A., and Vetemaa, M.,** Do Eurasian minnows (*Phoxinus phoxinus* L.) inhabiting brackish water enter fresh water to reproduce: Evidence from a study on otolith microchemistry, *Ecol. Freshwater Fish.*, 2018, vol. 27, no. 1, pp. 89–97. doi 10.1111/eff.12326
- Swan, S.C., Gordon, J.D.M., and Shimmield, T.,** Preliminary investigations on the uses of otolith microchemistry for stock discrimination of the deep-water black scabbardfish (*Aphanopus carbo*) in the Northeast Atlantic, *J. Northw. Atl. Fish. Sci.*, 2003, vol. 31, pp. 221–231. doi 10.2960/J.v31.a17
- Taddese, F., Reid, M.R., and Closs, G.P.,** Direct relationship between water and otolith chemistry in juvenile estuarine triplefin *Forsterygion nigripenne*, *Fish. Res.*, 2019, vol. 211, pp. 32–39. doi 10.1016/j.fishres.2018.11.002
- Takagi, Y. and Yamada, J.,** Effects of calcium and phosphate deficiencies on bone metabolism in a teleost, tilapia (*Oreochromis niloticus*): A histomorphometric study, *Mechanisms and phylogeny of mineralization in biological systems*, Suga, S., Nakahara, H., eds., Tokyo: Springer, 1991, Chapter 2.11, pp. 187–191.
- Thibault, I., Hedger, R.D., Dodson, J.J., Shiao, J.-C., Iizuka, Y., and Tzeng, W.-N.,** Anadromy and the dispersal of an invasive fish species (*Oncorhynchus mykiss*) in Eastern Quebec, as revealed by otolith microchemistry, *Ecol. Freshwater Fish.*, 2010, vol. 19, pp. 348–360. doi 10.1111/j.1600-0633.2010.00417.x

- Thorrold, S.R., Jones, C.M., and Campana, S.E.**, Response of otolith microchemistry to environmental variations experienced by larval and juvenile Atlantic croaker (*Micropogonias undulatus*), *Limnol. Oceanogr.*, 1997, vol. 42, no. 1, pp. 102–111. doi 10.4319/lo.1997.42.1.0102
- Thorrold, S.R., Jones, C.M., Campana, S.E. McLaren, J.W., and Lam, J.W.H.**, Trace element signatures in otoliths record natal river of juvenile American shad (*Alosa sapidissima*), *Limnol. Oceanogr.*, 1998, vol. 43, no. 8, pp. 1826–1835. doi 10.4319/lo.1998.43.8.1826
- Thorrold, S.R. and Shuttleworth, S.**, In situ analysis of trace elements and isotope ratios in fish otoliths using laser ablation sector field inductively coupled plasma mass spectrometry, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2000, vol. 57, no. 6, pp. 1232–1242. doi 10.1139/f00-054
- Thresher, R.E., Proctor, C.H., Gunn, J.S., and Harrowfield, I.R.**, An evaluation of electron probe microanalysis of otoliths for stock delineation and identification of nursery areas in the southern temperate groundfish, *Nemadactylus macropterus* (Cheilodactylidae), *Fish. Bull. US.*, 1994, vol. 92, pp. 817–840.
- Tian, H., Liu, J., Cao, L., and Dou, S.**, Interactive effects of strontium and barium water concentration on otolith incorporation in juvenile flounder *Paralichthys olivaceus*, *PLoS ONE*, 2019, vol. 14, no. 6, e 0218446. doi 10.1371/journal.pone.0218446
- Tillett, B.J., Meekan, M.G., Parry, D., Munksgaard, N., Field, I.C., Thorburn, D., and Bradshaw, C.J.A.**, Decoding fingerprints: elemental composition of vertebrae correlates to age-related habitat use in two morphologically similar sharks, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2011, vol. 434, pp. 133–142. doi 10.3354/meps09222
- Tomida, Y., Suzuki, T., Yamada, T. Asami, R., Yaegashi, H., Iryu, Y., and Otake, T.**, Differences in oxygen and carbon stable isotope ratios between hatchery and wild pink salmon fry, *Fish. Sci.*, 2014, vol. 80, no. 2, pp. 273–280. doi 10.1007/s12562-014-0699-9
- Torz, A. and Nedzarek, A.**, Variability in the concentrations of Ca, Mg, Sr, Na, and K in the opercula of perch (*Perca fluviatilis* L.) in relation to the salinity of waters of the Oder Estuary (Poland), *Oceanol. Hydrobiol. Studies*, 2013, vol. 42, no. 1, pp. 22–27. doi 10.2478/s13545-013-0061-3
- Tzadik, O.E., Curtis, J.S., Granneman, J.E., Kurth, B.N., Pusack, T.J., Wallace, A.A., Hollander, D.J., Peebles, E.B., and Stallings, C.D.**, Chemical archives in fishes beyond otoliths: A review on the use of other body parts as chronological recorders of microchemical constituents for expanding interpretations of environmental, ecological, and life-history changes, *Limnol. Oceanogr.*, Methods, 2017, vol. 15, no. 3, pp. 238–263. doi 10.1002/lom3.10153
- Tzeng, W.N., Severin, K.P., and Wickström, H.**, Use of otolith microchemistry to investigate the environmental history of European eel *Anguilla anguilla*, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 1997, vol. 149, pp. 73–81. doi 10.3354/meps149073
- Ugarte, A., Unceta, N., Pecheyran, C., Goicolea, M.A., and Barrio, R.J.**, Development of matrix-matching hydroxyapatite calibration standards for quantitative multi-element LA-ICP-MS analysis: Application to the dorsal spine of fish, *J. Anal. At. Spectrom.*, 2011, vol. 26, no. 7, pp. 1421–1427. doi 10.1039/c1ja10037h
- Uglen, I., Kristiansen, T.S., Mejdell, C.M., Basic, D., and Mortensen, S.**, Evaluation of large-scale marking methods in farmed salmonids for tracing purposes: Impact on fish welfare, *Rev. Aquacult.*, 2020, vol. 12, no. 2, pp. 600–625. doi 10.1111/raq.12342
- Vasconcelos, R.P., Reis-Santos, P., Tanner, S., Maia, A., Latkoczy, C., Günther, D., Costa, M.J., and Cabral, H.**, Evidence of estuarine nursery origin of five coastal fish species along the Portuguese coast through otolith elemental fingerprints, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2008, vol. 79, no. 2, pp. 317–327. doi 10.1016/j.ecss.2008.04.006
- Vaughan, J.**, *The physiology of bone*, Oxford: University Press, 1970.
- Volk, E.C., Blakley, A., Schroder, S.L., and Kuehner, S.M.**, Otolith chemistry reflects migratory characteristics of *Pacific salmonids*: using otolith core chemistry to distinguish maternal associations with sea and freshwaters, *Fish. Res.*, 2000, vol. 46, pp. 251–266.
- Walther, B.D.**, The art of otolith chemistry: interpreting patterns by integrating perspectives, *Mar. Freshwater Res.*, 2019, vol. 70, pp. 1643–1658. doi 10.1071/MF18270
- Walther, B.D. and Thorrold, S.R.**, Water, not food, contributes the majority of strontium and barium deposited in the otoliths of a marine fish, *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 2006, vol. 311, pp. 125–130. doi 10.3354/meps311125
- Wang, X., Wang, L., Lv, S., and Li, T.**, Stock discrimination and connectivity assessment of yellowfin seabream (*Acanthopagrus latus*) in northern South China Sea using otolith elemental fingerprints, *Saudi J. Biol. Sci.*, 2018, vol. 25, no. 6, pp. 1163–1169. doi 10.1016/j.sjbs.2017.09.006
- Warburton, M.L., Jarvis, M.G., and Closs, G.P.**, Otolith microchemistry indicates regional phylopatry in the larval phase of an amphidromous fish (*Gobimorphus hubbsi*), *New Zeal. J. Mar. Freshwater Res.*, 2018, vol. 52, no. 3, pp. 398–408. doi 10.1080/00288330.2017.1421237

Warren-Myers, F., Dempster, T., and Swearer, S.E., Otolith mass marking techniques for aquaculture and restocking: benefits and limitations, *Rev. Fish Biol. Fish.*, 2018, vol. 28, no. 3, pp. 485–501. doi 10.1007/s11160-018-9515-4

Watson, N.M., Prichard, C.G., Jonas, J.L., Student, J.J., and Pangle, K.L., Otolithchemistry-based-discrimination of wild- and hatchery-origin Steelhead across the Lake Michigan Basin, *North Amer. J. Fish. Manag.*, 2018, vol. 38, no. 4, pp. 820–832. doi 10.1002/nafim.10178

Wells, B.K., Bath, G.E., Thorrold, S.R., and Jones, C.M., Incorporation of strontium, cadmium, and barium in juvenile spot (*Leiostomus xanthurus*) scales reflects water chemistry, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2000, vol. 57, no. 10, pp. 2122–2129. doi 10.1139/cjfas-57-10-2122

Wells, B.K., Rieman, B.E., Clayton, J.L., Horan, D.L., and Jones, C.M., Relationships between water, otolith, and scale chemistries of west slope cutthroat trout from the Coeur d'Alene River, Idaho: the potential application of hard-part chemistry to describe movements in fresh water, *Trans. Am. Fish. Soc.*, 2003, vol. 132, no. 3, pp. 409–424. doi 10.1577/1548-8659(2003)132<0409:RBWOAS>2.0.CO;2

Wells, R.J.D., Kinney, M., Kohin, S., Dewar, H., Rooker, J.R., and Snodgrass, O.E., Natural tracers reveal population structure of albacore (*Thunnus alalunga*) in the eastern North Pacific, *ICES J. Mar. Sci.*, 2015, vol. 72, no. 7, pp. 2118–2127. doi 10.1093/icesjms/fsv051

Whitney, J.E., Gido, K.B., Hedden, S.C., Macpherson, G. L., Pilger, T.J., Propst, D.L., and Turner, T.F., Identifying the source population of fish re-colonizing an arid-land stream following wildfire-induced extirpation using otolith microchemistry, *Hydrobiologia*, 2017, vol. 797, pp. 29–45. doi 10.1007/s10750-017-3143-1

Wolff, B.A., Johnson, B.M., and Landress, C.M., Classification of hatchery and wild fish using natural geochemical signatures in otoliths, fin rays, and scales of an endangered catostomid, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2013, vol. 70, no. 12, pp. 1775–1784. doi 10.1139/cjfas-2013-0116

Woodcock, S.H., Grieshaber, C.A., and Walther, B.D., Dietary transfer of enriched stable isotopes to mark otoliths, fin rays and scales, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 2013, vol. 70, no. 1, pp. 1–4. doi 10.1139/cjfas-2012-0389

Wright, P.J., Regnier, T., Gibb, F.M., Augley, J., and Devalla, S., Identifying stock structuring in the sandeel, *Ammodytes marinus*, from otolith microchemistry, *Fish. Res.*, 2018, vol. 199, pp. 19–25. doi 10.1016/j.fishres.2017.11.015

Wright, P.J., Régnier, T., Gibb, F.M., Augley, J., and Devalla, S., Assessing the role of ontogenetic movement in maintaining population structure in fish using otolith microchemistry, *Ecol. Evol.*, 2018, vol. 8, no. 16, pp. 7907–7920. doi 10.1002/ece3.4186

Yamada S.B. and Mulligan, T.J., Marking nonfeeding salmonid fry with dissolved strontium, *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 1987, vol. 44, no. 8, pp. 1502–1506. doi 10.1139/f87-180

Yamada, Y., Okamura, A., Tanaka, S., Utoh, T., Horie, N., Mikawa, N., and Oka, H.P., The roles of bone and muscle as phosphorus reservoirs during the sexual maturation of female Japanese eels, *Anguilla japonica* Temminck and Schlegel (Anguilliformes), *Fish Physiol. Biochem.*, 2001, vol. 24, pp. 327–334. doi 10.1023/A:1015059524947

Yang, J., Jiang, T., and Liu H., Are there habitat salinity markers of the Sr:Ca ratio in the otolith of wild diadromous fishes? A literature survey, *Ichthyol. Res.*, 2011, vol. 58, pp. 291–294. doi 10.1007/s10228-011-0220-8

Zimmerman, C.E. and Reeves, G.H., Identification of steelhead and resident rainbow trout progeny in the Deschutes River, Oregon, revealed with otolith microchemistry, *Trans. Am. Fish. Soc.*, 2002, vol. 131, pp. 986–993. doi 10.1577/1548-8659(2002)131<0986:IOSARR>2.0.CO;2

Zimmerman, C.E., Swanson, H.K., Volk, E.C., and Kent, A.J.R. Species and life history affect the utility of otolith chemical composition for determining natal stream of origin for Pacific salmon, *Trans. Am. Fish. Soc.*, 2013, vol. 142, no. 5, pp. 1370–1380. doi 10.1080/00028487.2013.811102

Zymonas, N.D. and McMahon, T.E., Comparison of pelvic fin rays, scales and otoliths for estimating age and growth of bull trout, *Salvelinus confluentus*, *Fish. Manag. Ecol.*, 2009, vol. 16, no. 2, pp. 155–164. doi 10.1111/j.1365-2400.2008.00640.x

ICES. Report of the Study Group on Herring Assessment and Biology in the Irish Sea and Adjacent Waters, ICES CM 1994/H:05, 1994.

Поступила в редакцию 27.05.2020 г.

После доработки 29.06.2020 г.

Принята к публикации 20.08.2020 г.