

УДК: 639.371.7

ВОСПРОИЗВОДСТВО ЛИНЯ (*TINCA TINCA*) В УСЛОВИЯХ ИНКУБАЦИОННОГО ЦЕХА

В.П. Марценюк,

канд. с.-х. наук, Винницкий национальный аграрный университет, Украина, Винница

E-mail: mvp@vsau.vin.ua

Аннотация. В статье освещены вопросы актуальности получения половых продуктов от производителей линя. Так как лень является распространенным объектом аквакультуры, который может выращиваться вместе с карпом, не является ему конкурентом в питании и более устойчив к заболеваниям. Особое внимание акцентировано на манипуляции с производителями в условиях инкубационного цеха, что позволяет снизить травмированность производителей линя, повысить выход личинок при инкубации.

Ключевые слова: лень, гипофизарные инъекции, прудовое хозяйство.

REPRODUCTION TENCH (*TINCA TINCA*) IN ARTIFICIAL CONDITIONS

V.P. Martsenyuk

Summary. The article highlights the issues of the relevance of obtaining sexual products from manufacturers tench. Since tench is the proliferation of aquaculture, which can be grown together with carp, it is not a competitor for food, and more resistant to disease. Particular attention is focused on a manipulation of the producers in a hatchery. This allows manufacturers to reduce injury to tench, the larvae increase in the yield of incubation.

Keywords: tench, pituitary injection, pond farms.

Актуальность проблемы. Лень – довольно распространенный объект в пресноводной аквакультуре, особенно в Центрально-Восточной Европе. Он является одним из основных объектов, которые выращиваются вместе с карпом в поликультуре в прудах.

Лень не требует существенной трудоемкой работы относительно выращивания и разведения. Прекрасно переносит широкий диапазон температур воды в пруду. Но самый быстрый прирост этой рыбы фиксируется при температурах 20–28°C. При температуре около 8°C лень перестает питаться, а при – 4 °C впадает в состояние сна [1].

Поскольку лень выдерживает достаточно низкий уровень содержа-

ния кислорода в воде по сравнению с карпом, то его разведение не составляет больших проблем. Взрослые рыбы нагуливаются на дне и среди густой водной растительности, питаясь преимущественно ночью. Лучшим кормом линя являются личинки насекомых, водяные ослики, спирохеты. Но настоящим лакомством являются моллюски, особенно улитки рода *Bithynia* и *Volvata*. Лень не отказывается от растительной пищи, а в условиях выращивания в прудах потребляет пищу в местах, в которых карп не питается [1].

Лень – тугорослая рыба. Поэтому в условиях аквакультуры целесообразно выращивание мальков, которые предназначены для зарыбле-

ния прудов. Более длительный срок разведения линя после достижения половой зрелости неэффективен, поскольку темп роста резко снижается. В большинстве хозяйств линь на третьем году жизни набирает массу 0,3 кг [2]. Однако при благоприятных условиях выращивания темп роста может быть гораздо быстрее. Немецкие и польские рыбоводы отмечают, что самки растут гораздо быстрее, чем самцы [2, 3]. Таким образом, для выращивания целесообразно использовать особей женского пола, которые имеют лучшие темпы роста.

Линь является представителем семейства карповых Cyprinidae, его можно выращивать в экологической системе внутренних водных путей.

Следует признать, что нерест и развитие рыб в естественной среде с экологической точки зрения является лучшим способом сохранения вида. Уничтожение природных мест обитания ихтиофауны вызывает значительные нарушения процесса воспроизводства рыб, в том числе линя. В сильно деградированных водных экосистемах нерест не может проводиться естественным способом из-за ухудшения состояния окружающей среды, вызванного деятельностью человека.

Цель. Товарная продукция линя является ценной для потребления населением. Также основным преимуществом линя является устойчивость к болезням и неблагоприятным условиям окружающей среды по сравнению с карпом и другими видами рыб. Поэтому линь возможно и необходимо выращивать практически во всех водоемах, особенно с очень низкой производительностью.

В качестве объекта исследований были использованы производители линя и их половые продукты. Также

было исследовано эмбриональное и раннее постэмбриональное развитие линей.

Новизна исследований. Альтернативой польских фермеров было разведение в сильно заиленных и заросших водоемах в поликультуре, смешанной с карпом или карасем в соотношении 1: 1.

Большинство рыбоводов акцентируют внимание на то, что разведение в монокультуре является убыточным, и рекомендуют разведение в поликультуре с карпом, где линь составляет не более 20% от всего количества.

РЕЗУЛЬТАТЫ ИССЛЕДОВАНИЯ

Аквакультура линя. Нерестовая кампания начинается с отлова производителей из зимовальных прудов. Пруды этого типа, как правило, служат для зимовки как для производителей карпа, так и производителей линей. Желательно самцов и самок содержать отдельно в количестве до 400 кг/га. Перед нерестом можно кормить кормами, которые предназначены для карпов. Суточная доза корма не должна превышать 3% биомассы рыб. За два дня до нереста производителей необходимо перенести в инкубационный цех, где проводятся процедуры искусственного оплодотворения [6].

Необходимо как можно лучше заботиться о состоянии и благополучии рыбы. Всякого рода манипуляции, а именно сортировка, транспортировка, оценка зрелости, гормональные инъекции и т.д., должны быть проведены с соблюдением всех мер безопасности и в соответствии с действующими отраслевыми стандартами.

Производители линя в инкубационном цехе содержатся непродолжительный период. Тем не менее не

следует забывать и о том, что в ходе этого периода рыбы подвергаются большому стрессу, который связан с манипуляциями, а также самим фактом пребывания в неестественной среде. Поэтому важно обеспечить рыбам соответствующие условия.

Для этой цели чаще всего используются бассейны емкостью от 0,6 до 1,0 м³, которые работают с полужакрытой циркуляцией воды [8]. Очень хорошим вариантом является подключение к бассейну внешнего фильтра с высокой производительностью. Этот фильтр будет действовать по принципу механической фильтрации. Связано это с тем, что срок содержания производителей из открытых бассейнов не должен превышать 3 дней с момента вылова [9]. Следует подчеркнуть, что бассейн должен быть оборудован системой обогащения воды кислородом. Также очень важным элементом для воспроизведения является контроль температуры. Для этой цели следует использовать точные терморегуляторы (при точности более $\pm 0,1$ °C). Следует подчеркнуть, что лишь является видом, который реагирует на условия содержания и возможные стрессы, которые могут привести к смерти или в лучшем случае к отсутствию овуляции.

Первым шагом в инкубационном цехе является оценка степени зрелости ооцитов. Производители линя в ходе проведения манипуляций подвержены повреждению. Это зависит от применяемого метода ловли, способа поведения, а также количества и частоты выполняемых процедур. Различные раны нужно как можно быстрее продезинфицировать. При осмотре внешнего покрытия тела следует обращать внимание на состояние рыбы. Всякого рода анома-

лии во внешнем виде могут дисквалифицировать рыбу по репродукции.

Применение анестериков значительно упрощает и ускоряет проведение манипуляций, поэтому процедура отбора ооцитов с помощью катетера, проведение гормональных инъекций, получение гамет, дезинфекция ран, измерение длины и массы тела и маркировки следует проводить после введения рыбы в состояние общего наркоза. Также позволяет свести к минимуму не только риск возникновения повреждений внешнего покрытия тела, но и повреждений внутренних органов [10, 11].

Подача рыбам обезболивающих средств из практических соображений происходит тремя способами: в воде с растворенным анестериком, промывкой жабр непрерывной струей раствором анестерика или из-за распыления анестерика на жабры [12].

В условиях искусственного воспроизводства рыб, когда необходимо применить гормональную стимуляцию, очень важным является определение стадии зрелости ооцитов. С этой целью используют методику, которая предложена Brzuska [13]. Классификация включает в себя четыре фазы и опирается на положение ядра в ооцитах. Для определения степени зрелости ооцитов необходимо отобрать образец ооцитов с помощью катетера (рис. 1).

Образец ооцитов наносится на чашку Петри, заполняется небольшим количеством жидкости Серра (70% – спирт, 40% – формалин и 99,5% – холодная уксусная кислота в соотношении 6:3:1). После экспозиции ооцитов в жидкости Серра цитоплазма подвергается кларификации (прояснению), и хорошо становится видно ядро ооцита. Отдельные ооци-

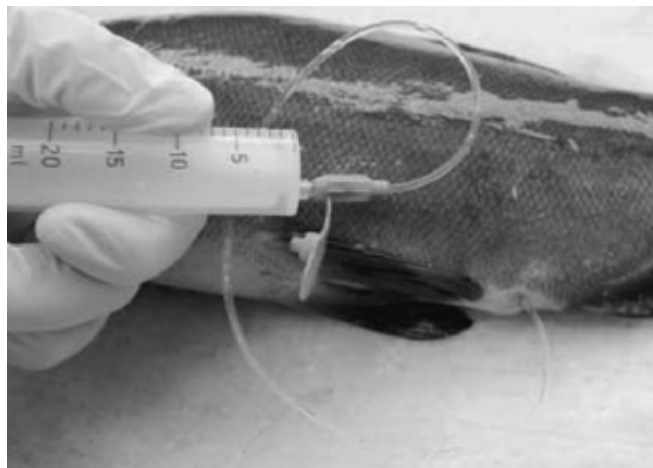


Рис. 1. Отбор проб ооцитов от самки с помощью катетера (Фото: S. Krejszeff)

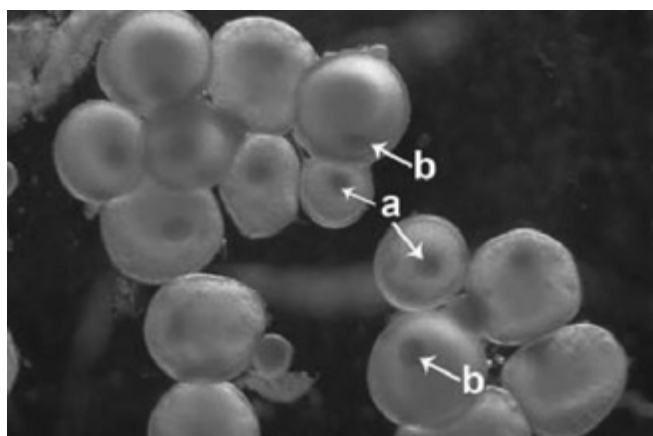


Рис. 2. Типичное изображение ооцитов, отобранных от самок – заметны разные стадии зрелости ооцитов (a – ядра расположены в центре в меньших ооцитах; b – ядро находится на периферии в больших ооцитах) (Фото: D. Żarski)

ты под микроскопом классифицируются по масштабу (рис. 2) [14]:

◆ стадия I – ядро находится в центре;

◆ стадия II – начальная фаза миграции ядра, которое на этой стадии находится ниже половины диаметра ооцита;

◆ стадия III – поздняя фаза миграции ядра, которое на этой стадии находится более половины диаметра ооцита;

◆ стадия IV – ядро в положении периферическом (на окраине ооцита). Гормональная стимуляция чаще всего

рекомендуется в момент, когда самки находятся во II или III стадии зрелости.

Линь относится к видам полициклическим, к нересту порционного и асинхронного развития яичника, где отдельные группы ооцитов созревают в разное время. Таким образом, определение степени зрелости на основе икры, которая, отобранная катетером, является сложной, потому что в изображении микроскопа икринки находятся в разной стадии зрелости и имеют разный диаметр (рис. 3).

Прежде всего, следует подчеркнуть, что линь является рыбой, для которой гормональная стимуляция простая и фактически приемлемы доступные гормональные препараты [15].

Получение спермы от самцов линя невозможно без гормональной стимуляции. Следует ожидать, что можно будет отобрать небольшое количество спермы [16].

Поскольку линь имеет нерест порционный, есть возможность провести по крайней мере два нереста. Повторный нерест самок возможен только при условии содержания их в соответствующих бетонных бассейнах под постоянным наблюдением. Повторный нерест возможен через 6–8 недель [17]. В целом репродуктивность повторного нереста приводит к получению на 40–50% икринок меньше по сравнению с первым нерестом. Однако, учитывая небольшую плодовитость (количество икры, получаемой от самки линя, составляет около 10% массы тела), возможность повторного нереста может иметь большое значение в коммерческом отношении.

Перед получением половых продуктов необходимо подготовить посуду, полотенца, гусиные перья или пластмассовые ложки. Необходимо сделать растворы для обесклеивания

икры. Получение половых продуктов желательно при условии введения рыбы в состояние общего наркоза. Рыб следует выловить из бассейна осторожно, небольшими партиями. Необходимо помнить, что каждое чрезмерное сжатие может привести к сбросу самкой части икры. После введения рыбы в состояние общего наркоза (рис. 4а) самок следует разместить животом вверх, стараясь не сжимать живот (рис. 4б).

Далее с помощью полотенца необходимо вытереть внешние оболочки тела, обращая особое внимание на половое отверстие. Поскольку невозможно допускать полное осушение жабр, их следует защитить от вытекающей воды, потому что при сцеживании икры очень часто происходит стекание по телу рыбы влаги, которая может попасть в икру. Этого следует избежать, обмотав голову рыбы полотенцем (рис. 3с). Затем можно приступить к получению ооцитов. Производители линя, которых используют для размножения, имеют небольшие размеры [15]. Получение икры следует проводить через мягкое давление в животе самки, начиная от головы в направлении полового отверстия. Икру следует получать до того момента, когда она перестанет выходить. Получение икры следует прекратить когда вместе с икринками потечет кровь.

Процедура искусственного оплодотворения заключается в размещении икры в сухой посуде, с последующим добавлением воды или другой жидкости. Подобная ситуация также касается и спермы рыб. Сперматозоиды активируются с помощью воды, оставаясь способными к оплодотворению всего несколько секунд.

Один из важных этапов заводского воспроизводства – это процесс оплодотворения. В случае искусственного оплодотворения рыбы чаще всего используется так называемый сухой метод. Он заключается в получении икры самки в сухую посуду и спермы самцов сухим шприцем или непосредственно на икру. Затем гаметы осторожно смешивают с собой, после чего добавляется вода для активации гамет.

Лучший эффект оплодотворения икры линя достигнут, когда использовалось 11 500 сперматозоидов на одну икринку [18]. В 1 мл спермий находится в среднем 3 500 000 000 сперматозоидов [18,19], а в 1 г икры находится около 1500–1600 икринок. Таким образом, для оплодотворения 100 г икры используют примерно 0,5 мл неразбавленной спермы.

На практике 100 г икры, полученной от нескольких самок, иногда может быть единой порцией, для оплодотворения этой икры необходимо использовать сперму, полученную от 3 самцов, чтобы свести к минимуму

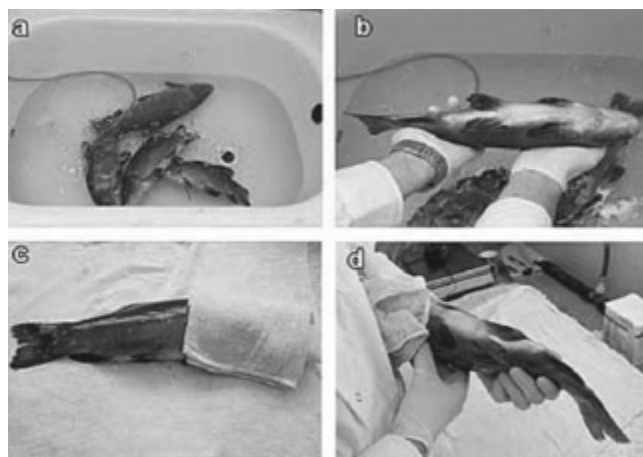


Рис. 3. Манипуляции с самками перед отбором половых продуктов: а – введение рыбы в состояние наркоза; б – вид рыбы вверх брюшком; с – вытирание тела рыбы начинается с прикрытия головы полотенцем; д – способ правильной фиксации рыбы перед отбором икринок (Фото: S. Krejszef)

негативный эффект использования спермы низкого качества. Во время сезона размножения наблюдается значительное снижение качества спермы, что свидетельствует о факте использования нескольких самцов вместо одного [20].

Сразу после оплодотворения икры линия и перед инкубацией икры необходимо лишить ее клейкости. Для этой цели используется несколько методов, в ходе которых икру подвергают долго- или кратковременному ополаскиванию в различных растворах или суспензиях. Клейкость икры линия в отличие от других видов рыб очень высокая. Икринки в момент контакта с водой сразу начинают приклеиваться друг к другу и к посуде, в которой они находятся. Поэтому очень важно, чтобы процедуру обесклеивания начали сразу же после активации гамет. С другой стороны, очень важно не прервать процесс оплодотворения слишком рано. Таким образом, за лучший момент начала процедуры можно считать момент, в котором сперматозоиды перестают быть активными (т.е. время окончания их подвижности) и не способны к оплодотворению яйцеклетки. После контакта с водой сперматозоиды линия демонстрируют массовую подвижность в течение 25–52 сек. Общее время активности в чистой воде – от 161 до 210 сек. [21]. Таким образом, процедуру обесклеивания следует проводить не ранее чем через 3 мин. от оплодотворения.

Инкубация икры линия, как и других рыб семейства карповых, проводится в инкубационных аппаратах Вейса (8 л) после предварительного обесклеивания икры. Поток воды через инкубационный аппарат должен быть установлен таким образом, чтобы икра деликатно перемешивалась

и при этом не вымывалась из инкубационного аппарата.

Диапазон температур между 20–25°C с большим успехом можно считать оптимальным для инкубации икры линия [22, 23].

Что касается непосредственно срока выклеивания, то он может длиться несколько часов. Эмбрионы рыб «вымываются» из икры благодаря хорионазе, которая производится лимфатическими клетками и венозным током, расположенным в зависимости от вида рыб на разных частях тела зародыша. Мембрана разрывается за счет энергичных движений эмбриона. Интенсивность выделения хорионазы зависит от многих факторов: концентрации кислорода, растворенного в воде, температуры и pH воды, интенсивности освещения. Снижение концентрации кислорода, повышение температуры и интенсивности освещения стимулируют секрецию хорионазы. А падение pH тормозит действие [24].

Управляя параметрами воды, можно не только синхронизировать выклев эмбрионов, а также регулировать время инкубации икры. При необходимости задержать выклев надо обеспечить концентрацию кислорода в воде и ограничить освещение. Можно также уменьшить на несколько градусов температуру воды. Для ускорения и синхронизации выклева следует провести мероприятия наоборот. На практике для ускорения выклева применяется «подавление» икры. То есть в момент, когда в инкубационном аппарате появляются первые эмбрионы, останавливают поток воды на 10–20 мин. Снижение концентрации кислорода, растворенного в воде, приводит к массовому

выклеву личинок. Если «подавление» не вызовет массового вылупления, в таком случае можно поднять температуру воды (на 2–4 °С), что приведет к ухудшению ферментативной реакции (действия хорионазы), ослабляя защитные колпачки и ускоряя тем самым выклев личинок [25].

Сразу после выклева личинки линия способны цепляться к различному субстрату. В условиях инкубационного цеха можно наблюдать, что личинки могут приклеиваться друг к другу. В некоторых случаях личинки способны прикрепляться к поверхности воды. В течение этого периода (который в зависимости от температуры может длиться от одного до трех дней) личинки характеризуются эндогенным питанием. В этот период личинки очень чувствительны к любым изменениям. В бассейне, в котором концентрируются личинки после выклева, необходимо обеспечить небольшой поток воды. Такая процедура позволяет найти достаточно спокойную зону, где происходит период эндогенного питания. Период покоя у линия при температуре 25 °С длится от 2 до 4 дней, в зависимости от времени инкубации (то есть от стадии развития в момент вылупления).

После периода покоя личинки начинают резкие движения с целью наполнения воздушного пузыря. Для этого необходимо впитать небольшое количество воздуха для заполнения плавного пузыря. Этот период жизни личинок является наиболее важным [26, 27]. Поэтому в этот период необходимо обеспечить соответствующее качество воды, хорошо насыщенной кислородом. Личинки должны пройти вертикальный путь от самого дна бассейна к его поверх-

ности, таким образом, необходимо обеспечить глубину бассейна – 15–30 см [26].

Как правило, после наполнения воздушного пузыря при температуре 25°С начинается за 1–2 дня экзогенное питание. Одним из важнейших факторов, определяющих темп роста личинок, является температура воды.

В первые дни жизни для личинок линия необходимо питание живым кормом, который помимо высокой питательной ценности поставляет экзогенные ферменты в период личиночных метаморфозов. Связано это с тем, что личинки карповых относятся к группе рыб, имеющих очень слабую пищеварительную систему [28]. Лучшим кормом для личинок являются науплии артемии [29].

Плотность посадки в бассейне имеет незначительное влияние на эффект развития личинок линия при соблюдении соответствующих параметров воды, количества пищи и санитарного состояния бассейнов.

Мальки линия имеют медленный темп роста в отличие от других видов рыб семейства карповых. Кроме того, рыба, которая питалась исключительно комплексным кормом в условиях инкубационного цеха, часто показывает высокий процент деформации тела. Возникновение деформации связано с дефицитом фосфолипидов в рационе рыб [30, 31]. Таким образом, необходимо уделять внимание кормлению. В качестве корма можно использовать дафнию (*Daphnia sp.*) [32].

Wolnicki и др. [31] с успехом применили попытки кормления мальков линия только комплексным кормом – корм Asta (50,48% белка, 9,57% жира, 25,41% углеводов, 9,76% золы, 4,78% влажности, имеет энергетическую ценность

20,7 кДж/г), при этом получая очень высокие темпы роста при полном отсутствии деформации тела.

Кормление рыб занимает ключевое место в себестоимости продукции аквакультуры. Поэтому очень важно определить оптимальный уровень питания для каждого отдельного вида. Порция должна быть такой, чтобы обеспечить соответствующий темп роста, и одновременно, чтобы пища была использована рыбой полностью. Исследования показывают, что оптимальная доза комбинированного корма для личинок линя составляла 2,5% биомассы [33, 34].

Вывод. Получение качественного материала разновозрастных групп линя позволяет значительно увеличить рыбопродуктивность прудов по этому виду.

ЛИТЕРАТУРА

1. *Brylińska M.* 2000. Ryby słodkowodne Polski. PWN, Warszawa.
2. *Wojda R.* 2006. Karp. Chów i hodowla. IRŚ, Olsztyn.
3. *Guziur J.* 2005. Chów ryb w stawach i małych zbiornikach śródlądowych. *Nasz. Czas* 18: 667
4. *Rothbard S., Biton I., Kulikovski Z.* 2010. Breeding, production and marketing of golden tench (*Tinca tinca* (L.)) in GanShmuel Fish Breeding Center, Israel. *Rev. Fish Biol. Fish.* 20: 367–373.
5. *Wang J., Min W., Guan M., Gong L., Ren J., Huang Z., Zheng H., Zhang J., Liu H., Han Y.* 2006. Tench farming in China: present status and future prospects. *Aquacult. Int.* 14: 205–208.
6. EKES2010–Opinia Europejskiego Komitetu Ekonomiczno-Społecznego w sprawie komunikatu Komisji do Parlamentu Europejskiego i Rady «Budowa zrównoważonej przyszłości dla akwakultury. Nowy impuls dla strategii zrównoważonego rozwoju europejskiej akwakultury». Bruksela.
7. *Gela D., Flajšhans M., Kocour M., Rodina M., Linhart O.* 2006. Tench (*Tinca tinca*) broodstock management in breeding station under conditions of pond culture: a review. *Aquacult. Int.* 14: 195–203.
8. *Kujawa R.* 2008. Transport i manipulacje z rybami w warunkach kontrolowanych. 30–37. W: Wybrane aspekty rozrodu karpioiwatych ryb reofilnych w warunkach kontrolowanych. A. Mamcarz, K. Targońska (Red.). Mercurius Kaczmarek Andrzej, Olsztyn.
9. *Kucharczyk D., Kujawa R., Mamcarz A., Targońska K., Krejszeff S., Wyszomirska E.* 2007. Artificial spawning of common tench (*Tinca tinca* L.) collected from wild populations. *Pol. J. Nat. Sci.* 22: 107–115.
10. *Myszkowski L., Kamiński R., Wolnicki J.* 2003. Response of juvenile tench *Tinca tinca* (L.) to the anaesthetic 2-nitrophenoxyethanol. *J. Appl. Ichthyol.* 19: 142–145.
11. *Velíšek J., Svobodov Z., Piačkov V.* 2005. Effect of clove oil anaesthesia on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Acta Vet. Brno* 74: 139–146.
12. *Gomułka P.* 2008. Anestetyki w hodowli ryb jesiowatych. 109–137. W: Innowacyjne techniki oceny biologicznej i ochrony cennych gatunków ryb hodowlanych i raków. Demska-Zakęś K. (Red.). IRŚ, Olsztyn.
13. *Brzuska E.* 1979. The in vivo method of estimating the stages of oocytes maturation in carp *Cyprinus carpio* L. *Acta Hydrobiol.* 21: 423–433.
14. *Kozłowski B.* 1994. Praktyka hormonalnej stymulacji rozrodu ryb karpioiwatych. Broszura IRŚ, Olsztyn, nr 162.
15. *Żarski D.* 2011. The effect of application of new spawning agents in

- artificial reproduction of wild common tench, *Tinca tinca*(L.). Pol. J. Nat. Sci. 26: 65–73.
16. *Kucharczyk D.* 2001. Genetic inactivation of *Leuciscus idus* L. (ide) oocytes using UV irradiation. *Cytobios* 407: 189–195
17. *Linhart O., Billard R.* 1995. Biology of gametes and artificial reproduction in common tench (*Tinca tinca* L.). Review. Pol. Arch. Hydrobiol. 42: 37–56.
18. *Linhart O., Gela D., Flajshans M., Rodina M.* 2003. Proteolytic enzyme treatment: an improved method for elimination of egg stickiness in tench, *Tinca tinca* L., in aquaculture. *J. Appl. Ichthyol.* 19: 134–137.
19. *Caille N., Rodina M., Kocour M., Gela D., Flajshans M., Linhart O.* 2006. Quantity, motility and fertility of tench *Tinca tinca*(L.) sperm in relation to LHRH analogue and carp pituitary treatments. *Aquacult. Int.* 14: 75–78.
20. *Żuromska H.* 1981. Effect of different thermal regimes on reproductive cycles of tench (*Tinca tinca* L.). Part VI. estimation of milt quality. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 28: 229–241.
21. *Moczarski M., Koldras M.* 1982. Properties of tench *Tinca tinca*L. sperm and experiments with freezing it at -196 °C. *Acta Ichthyol. Piscat.* 12: 41–49.
22. *Geldhauser F.* 1995. Some aspects of embryonic and larval development of tench (*Tinca tinca*(L.)). *Pol. Arch. Hydrobiol.* 42: 87–95.
23. *Korzelecka-Orkisz A., Bonisławska M., Pawlos D., Szulc J., Winnicki A., Formicki K.* 2009. Morphophysiological aspects of the embryonic development of tench (*Tinca tinca*(L.)). *EJPAU* 12. <http://www.ejpau.media.pl/volume12/is-sue4/art-21.html>
24. *Łuczynski M.* 1985. Wykluwanie sięryb. *Fizjologia Ryb. Zeszyt 1.* ART, Olsztyn.
25. *Linhart O., Gela D., Rodina M., Rogriguez-Gutierrez M.* 2001. Short-term storage of ova of common carp and tench in extenders. *J. Fish Biol.* 59: 616–623.
26. *Kujawa R.J.* 2004. Biologiczne podstawy podchowu larw reofilnych ryb karpio-watych w warunkach kontrolowanych. *Rozprawy i monografie*, 88, p. 88. Wyd. UWM, Olsztyn.
27. *Wolnicki J.* 2005. Intensywny podchów wczesnych stadiów ryb karpio-watych w warunkach kontrolowanych. *Arch. Fish. Pol.* 13: 5–87.
28. *Dabrowski K.* 1984a. Influence of initial weight during the change from live compound feed on the survival and growth of four cyprinids. *Aquaculture* 40: 27–40.
29. *Celada J.D., Aguilera A., Carral J.M., Saez-Royuela M., Melendre P.* 2008. Rearing tench (*Tinca tinca*L.) larvae on live feed (*Artemia*) and on two transition schedules from live to dry diets. *J. Appl. Ichthyol.* 24: 595–600.
30. *Żarski D., Kupren K., Targońska K., Krejszef S., Furgala-Selezniow G., Kucharczyk D.* 2011b. The effect of initial larval stocking density on growth and survival in common barbel *Barbus barbus* (L.). *J. Appl. Ichthyol.*
31. *Wolnicki J., Myszowski L., Kamiński R., Stanny A.* 2006. Effects of different diets on juvenile tench, *Tinca tinca*(L.) reared under controlled conditions. *Aquacult. Int.* 14: 89–98
32. *Tocher D.R., Bendiksen E.A., Campbell P.J., Bell J.G.* 2008. The role of phospholipids in nutrition and metabolism of teleost fish. *Aquaculture* 280: 21–34.
33. *Quiros M., Nicodemus N., Alonso M., Bartolome M., Ecija, J.L. Alvarino*

J.M.R. 2003. Survival and changes in growth of juvenile tench (*Tinca tinca* L.) fed defined diets commonly used to culture non-cyprinid species. *J. Appl. Ichthyol.* 19: 149–151.

34. *Kamler E., Myszkowski L., Kamiński R., Korwin-Kossakowski M., Wolnicki J.* 2006. Does overfeeding affect tench *Tinca tinca*(L.) juveniles? *Aquacult. Int.* 14: 99–111.

Коротко о важном

ОБ УТВЕРЖДЕНИИ КОНЦЕПЦИИ ФЦП «МИРОВОЙ ОКЕАН» НА 2016–2031 ГГ.

Дмитрий Медведев подписал распоряжение от 22 июня 2015 г. №1143-р о концепции создания ФЦП «Мировой океан» на период до 2031 года.

Цель ФЦП «Мировой океан» на 2016–2031 гг. – активизация использования ресурсного и пространственного потенциала морей России и обеспечение присутствия России в ключевых районах Мирового океана и Антарктике, а также реализация стратегических задач по научному и информационному обеспечению развития морской деятельности.

Внесено Минэкономразвития России во исполнение поручений Президента России от 5 июня 2014 г. № Пр-1530, решений Морской коллегии и Правительственной комиссии по обеспечению российского присутствия на архипелаге Шпицберген.

Документ подготовлен в целях реализации Морской доктрины Российской Федерации на период до 2020 г., Стратегии развития морской деятельности Российской Федерации до 2030 года (утверждена распоряжением Правительства РФ от 8 декабря 2010 г. №2205-р), Основ государственной политики Российской Федерации в Арктике на период до 2020 г., Стратегии развития деятельности Российской Федерации в Антарктике на период до 2020 г. и на более отдаленную перспективу (утверждена распоряжением Правительства РФ от 30 октября 2010 г. №1926-р).

Подписанным распоряжением утверждена концепция ФЦП «Мировой океан» на 2016–2031 гг. (далее соответственно – Концепция, Программа). Проект Программы разрабатывается в продолжение завершенной ФЦП «Мировой океан», реализованной в 1998–2013 гг. Государственный заказчик-координатор Программы – Минэкономразвития России, государственные заказчики – Минобрнауки, ФАНО и Росгидромет. Предельный (прогнозный) объем финансирования Программы за счет средств федерального бюджета – 87 200,2 млн руб.

Цель Программы – активизация использования ресурсного и пространственного потенциала морей России и обеспечение присутствия России в ключевых районах Мирового океана и Антарктике, а также реализация стратегических задач по научному и информационному обеспечению развития морской деятельности.

Программа включает подпрограммы:

– «Комплексные исследования Антарктики». Направлена на модернизацию и реорганизацию экспедиционной инфраструктуры России в Антарктике, развитие междисциплинарных научных исследований и накопление знаний о природной среде;

– «Экспедиционные исследования в Мировом океане». Направлена на сбор новых экспериментальных данных о Мировом океане для развития фундаментальной и прикладной научной базы, обеспечивающей устойчивый прогресс отраслей морской деятельности, рост морского потенциала России, снижение ущерба от природных и техногенных катастроф, национальную безопасность страны;

– «Прикладные исследования природы Мирового океана». Направлена на развитие научного потенциала в сфере исследований Мирового океана и использования его ресурсов, а также на проведение научных исследований на архипелаге Шпицберген как перспективной формы обеспечения российского присутствия на архипелаге;

– «Совершенствование информационного обеспечения морской деятельности».

Программу предполагается реализовать в три этапа: 1-й этап – 2016–2021 гг., 2-й этап – 2022–2026 гг., 3-й этап – 2027–2031 гг.

Реализация Программы – условие выполнения ряда ключевых целевых показателей Стратегии развития морской деятельности Российской Федерации до 2030 г., таких как количество построенных научно-исследовательских и экспедиционных судов, количество проведенных морских научных экспедиций, количество действующих российских антарктических станций и полевых баз и введенного на них в эксплуатацию оборудования, прирост числа информационных ресурсов, количество реализуемых или разрабатываемых программ комплексного управления прибрежными зонами и других.

Принятое решение будет способствовать стабилизации и развитию деятельности России в Мировом океане, в том числе в связи с потребностями растущего природопользования в Арктике, и охраны ее окружающей среды, а также обеспечения присутствия России в Антарктике.

Источник: сайт Правительства России