

## РУКОВОДСТВО ПО ИСКУССТВЕННОМУ ВОСПРОИЗВОДСТВУ ОСЕТРОВЫХ РЫБ



# Руководство по искусственному воспроизводству осетровых рыб

ТЕХНИЧЕСКИЙ  
ДОКЛАД ФАО  
ПО РЫБНОМУ  
ХОЗЯЙСТВУ

558

Подготовлено  
**Михаилом С. Чебановым**  
Консультантом ФАО  
Краснодар, Россия

и

**Еленой В. Галич**  
Краснодар, Россия

переиздание 2013 г

Используемые обозначения и представление материала в настоящем информационном продукте не означают выражения какого-либо мнения со стороны Продовольственной и сельскохозяйственной организации Объединенных Наций относительно правового статуса той или иной страны, территории, города или района, или их властей, или относительно делимитации их границ или рубежей. Упоминание конкретных компаний или продуктов определенных производителей, независимо от того, запатентованы они или нет, не означает, что ФАО одобряет или рекомендует их, отдавая им предпочтение перед другими компаниями или продуктами аналогичного характера, которые в тексте не упоминаются.

Мнения, выраженные в настоящем информационном продукте, являются мнениями автора (авторов) и не обязательно отражают точку зрения ФАО.

ISBN 978-92-5-406823-3

Все права защищены. ФАО поощряет тиражирование и распространение материалов, содержащихся в настоящем информационном продукте. Разрешается их бесплатное использование в некоммерческих целях по представлению соответствующего запроса. За тиражирование в целях перепродажи или в других коммерческих целях, включая образовательные, может взиматься плата. Заявки на получение разрешения на тиражирование или распространение материалов ФАО, защищенных авторским правом, а также все другие запросы, касающиеся прав и лицензий, следует направлять по электронной почте по адресу: [copyright@fao.org](mailto:copyright@fao.org) или на имя начальника Подотдела издательской политики и поддержки Управления по обмену знаниями, исследованиям и распространению опыта по адресу: Chief, Publishing Policy and Support Branch, Office of Knowledge Exchange, Research and Extension, FAO, Viale delle Terme di Caracalla, 00153 Rome, Italy.

## ПОДГОТОВКА НАСТОЯЩЕГО ДОКУМЕНТА

Настоящий документ, *Руководство по искусственному воспроизводству осетровых рыб*, был подготовлен на основании обращения представителей стран региона Центральной Азии и Кавказа к Продовольственной и сельскохозяйственной организации ООН (ФАО). Руководители и специалисты осетровых рыбоводных заводов и хозяйств прикаспийских стран отметили необходимость разработки практического руководства, основанного на новейших достижениях современной технологии в области искусственного воспроизводства осетровых рыб. Настоящее руководство включает последние научные достижения и опыт в данной области, а также рекомендации, представленные в ранее изданных руководствах и пособиях по данной тематике. Настоящий документ можно считать значительно расширенной и обновленной редакцией Руководства по разведению и выращиванию осетровых рыб (авторы Чебанов, Галич и Чмырь), которое было опубликовано только на русском языке в 2004 г. Настоящее руководство охватывает важные аспекты воспроизводства и выращивания осетровых рыб, ориентированного как на пополнение запасов осетровых (с учетом опыта развития осетроводства в регионе), так и на товарное осетроводство.

Финансирование подготовки настоящего документа осуществлялось в рамках проекта Технической программы сотрудничества ФАО «Восстановление популяции осетровых рыб в Турции: Оценка условий обитания и выпуск молоди в естественные водоемы» (TCP/TUR/3202); проекта, который явился результатом коллективных усилий ФАО и Министерства сельского хозяйства и развития сельских регионов Турции (MARA), а также Государственного агентства гидротехнических сооружений Турции (DSI) и Центрального научно-исследовательского института рыбного хозяйства Турции (SUMAE).

В процессе подготовки настоящего руководства, реальная помощь была оказана специалистами, принимавшими участие в семинарах, организованных и проведенных в рамках Технического проекта сотрудничества TCP/INT/3101 «Развитие потенциала по восстановлению и управлению осетровым рыбным хозяйством в Каспийском море».

В число этих мероприятий входил региональный учебный семинар по Практике и управлению искусственным воспроизводством осетровых рыб и выпуску молоди в естественные водоемы, организованный ФАО и Всемирным банком, Программой развития Объединенных наций (UNDP) совместно с Министерством сельского хозяйства Республики Казахстан, проведенный в г. Атырау, Казахстан с 14 по 19 апреля 2009 г., а также семинар, посвященный Техническому Руководству по Практике и управлению искусственным воспроизводством осетровых рыб и выпуску молоди в естественные водоемы, проведенный в г. Ухань, Китай 25 октября 2009 г. Последний семинар был организован ФАО совместно с Всемирным обществом сохранения осетровых (WSCS), 6-м Всемирным симпозиумом по осетровым рыбам (6<sup>th</sup> ISS), группой экспертов по осетровым (SSG) Международного союза охраны природы (IUCN), Программой развития ООН Глобального экологического фонда (GEF), Каспийской программой региональной природоохранной структуры (КаспЭко), а также Институтом гидроэкологии, Китай. Дополнительная

информация при подготовке настоящего руководства была собрана в ходе семинаров рабочей группы по осетровым рыбам при Европейской консультативной комиссии по рыболовству во внутренних водоемах ФАО (FAO/EIFAC), проведенными в период с 2004 по 2009 г.

Подготовку настоящего документа осуществили Михаил С. Чебанов и Елена В. Галич, Южный филиал Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Российская Федерация. Координация подготовки настоящего документа осуществлялась Рэймоном Ван Анроем, Суб-региональный офис ФАО в регионе Центральной Азии. Техническая поддержка и соответствующие консультации были предоставлены следующими подразделениями Департамента по рыбному хозяйству и аквакультуре ФАО (FIR): Служба по Аквакультуре (FIRA) и Служба по рыболовству (FIRF).

## КРАТКОЕ СОДЕРЖАНИЕ

В настоящем Руководстве по искусственному воспроизводству осетровых рыб представлены последние научные достижения и исследований в области воспроизводства, а также рекомендации, которые были даны в ранее опубликованных пособиях по осетроводству и практике воспроизводства. Настоящий документ можно рассматривать и в качестве существенно расширенного, дополненного и обновленного Руководства по разведению и выращиванию осетровых рыб (Чебанов, Галич, Чмырь, 2004), опубликованного на русском языке. Руководство по искусственному воспроизводству осетровых рыб было подготовлено в ответ на многочисленные запросы по разработке практического пособия по данной тематике, поступившие из региона Центральной Азии и Кавказа в Продовольственную и Сельскохозяйственную Организацию Объединенных наций (ФАО ООН).

Пособие предназначено для фермеров-осетроводов, специалистов осетровых рыбодовных заводов и руководителей рыбного хозяйства и аквакультуры, вовлеченных в развитие осетроводства и реализацию программ искусственного воспроизводства и восстановления популяций осетровых рыб в странах бассейнов Черного и Каспийского морей. Цель книги – обеспечить указанных выше специалистов практическим пособием по технологии и управлению искусственным воспроизводством осетровых рыб. Руководство издано на английском, русском и турецком языках.

Первая глава руководства посвящена таксономии, биологии, распространению и экологии азово-черноморских и каспийских осетровых. В последующих главах обсуждаются такие аспекты осетроводства как: проектирование рыбодовного завода, заготовка и транспортировка диких производителей, формирование и использование маточных стад, получение зрелых половых продуктов, выращивание мальков и молоди, производство живых кормов, технология искусственного воспроизводства, эколого-морфологическая и этолого-физиологическая экспресс оценка жизнестойкости личинок и молоди, выпуск молоди в естественные водоемы, формирование маточных стад в искусственных условиях, основные санитарные и профилактические мероприятия, мечение, ранняя прижизненная диагностика пола и стадий зрелости осетровых рыб с использованием ультразвуковой диагностики. В пособии представлены: обширный список литературы, список видов семейства *Acipenseriformes*, а также большое количество рисунков, фотографий и таблиц, которые должны помочь при рассмотрении рекомендаций и указаний по различным практическим аспектам практики осетроводства.

**Ключевые слова:** ремонтно-маточное стадо, генофонд, рыбодовный завод, искусственное воспроизводство, осетровые рыбы, УЗИ

**Чебанов, М.С.; Галич, Е.В.**

Руководство по искусственному воспроизводству осетровых рыб.  
*Технические доклады ФАО по рыбному хозяйству и аквакультуре. № 558.*  
Анкара, ФАО. 2011, 297 с.



## ОГЛАВЛЕНИЕ

<b>Подготовка настоящего документа</b> .....	iii
<b>Краткое содержание</b> .....	v
<b>Список рисунков</b> .....	xvii
<b>Список таблиц</b> .....	xxx
<b>Сокращения И Акронимы</b> .....	xxxv
<b>Благодарности</b> .....	xxxvi
<b>Введение</b> .....	xxxvii
<b>Глава 1 – Таксономия, биология и распространение осетровых рыб Азово-Черноморского и Каспийского бассейнов</b> .....	1
1.1 ВВЕДЕНИЕ .....	1
1.2 БИОЛОГИЯ, РАСПРОСТРАНЕНИЕ И ЭКОЛОГО-БИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ .....	2
1.2.1 Белуга – <i>Huso Huso</i> Linnaeus, 1758 .....	2
1.2.2 Русский осетр – <i>Acipenser gueldenstaedtii</i> Brandt & Ratzeburg, 1833 .....	4
1.2.3 Персидский осетр – <i>Acipenser persicus</i> Borodin, 1897 .....	8
1.2.4 Севрюга – <i>Acipenser stellatus</i> Pallas, 1771).....	10
1.2.5 Атлантический осетр – <i>Acipenser sturio</i> Linnaeus, 1758 .....	13
1.2.6 Шип – <i>Acipenser nudiventris</i> Lovetzky, 1928 .....	15
1.2.7 Стерлядь – <i>Acipenser ruthenus</i> Linnaeus, 1758 .....	17
<b>Глава 2 – Особенности проектирования предприятий по воспроизводству осетровых рыб</b> .....	21
2.1 ОСНОВНЫЕ ТРЕБОВАНИЯ К ПРОЕКТИРОВАНИЮ ПРЕДПРИЯТИЙ ПО ВОСПРОИЗВОДСТВУ ОСЕТРОВЫХ РЫБ .....	21
2.2 УСОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ ТЕХНОЛОГИЧЕСКОЙ СХЕМЫ РАБОТЫ ОСЕТРОВОГО ЗАВОДА.....	22
2.3 ВЫБОР МЕСТА РАЗМЕЩЕНИЯ ОСЕТРОВОГО ЗАВОДА.....	25
2.4 СТРУКТУРА ЗАВОДА .....	27
2.4.1 Участок преднерестового выдерживания производителей .....	29
2.4.2 Цех длительного выдерживания производителей при низких температурах .....	31
2.4.3 Инкубационный цех .....	33

---

2.4.4 Прудовый участок.....	34
2.4.5 Цех производства живых кормов .....	34
2.4.6 Участок адаптации диких производителей к условиям искусственного содержания.....	35
2.4.7 Участок формирования ремонтно-маточного стада .....	35
2.5 ВОДОСНАБЖЕНИЕ ПРЕДПРИЯТИЯ.....	36
2.6 ТРЕБОВАНИЯ К КАЧЕСТВУ ВОДЫ ДЛЯ ОСЕТРОВЫХ ЗАВОДОВ.....	36
2.7 РЕКОМЕНДАЦИИ ПО УСОВЕРШЕНСТВОВАНИЮ СТРУКТУРЫ СУЩЕСТВУЮЩИХ ОСЕТРОВЫХ ЗАВОДОВ .....	37
<b>Глава 3 – Отлов и транспортировка диких производителей .....</b>	<b>39</b>
3.1 МЕСТА И СРОКИ ЗАГОТОВКИ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	39
3.2 ОТЛОВ И ТРАНСПОРТИРОВКА ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	39
3.3 МЕЧЕНИЕ ДИКИХ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	40
3.4 ОСНОВНЫЕ РЫБОВОДНЫЕ ПОКАЗАТЕЛИ ДИКИХ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ.....	40
<b>Глава 4 – Работа с производителями .....</b>	<b>41</b>
4.1 ВВЕДЕНИЕ .....	41
4.2 ОСЕННЯЯ БОНИТИРОВКА .....	42
4.2.1 Цели осенней бонитировки .....	42
4.2.2 Стадии зрелости гонад осетровых рыб .....	43
4.2.3 Методы предварительного отбора производителей осетровых рыб.....	45
4.2.4 Документирование результатов бонитировки.....	65
4.3 ЗИМОВКА ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	66
4.3.1. Условия проведения зимовки .....	66
4.3.2 Требования к зимовальным водоемам .....	66
4.3.3 Плотность посадки производителей на зимовку .....	67
4.4 ВЕСЕННЯЯ БОНИТИРОВКА.....	68
4.4.1 Отбор зрелых самцов .....	68
4.4.2 Отбор зрелых самок.....	69

4.5 ПРЕНЕРЕСТОВОЕ ВЫДЕРЖИВАНИЕ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	75
4.5.1 Выбор оптимального режима пренерестового выдерживания производителей в зависимости от значения коэффициента поляризации ооцитов .....	75
4.5.2 Оценка готовности производителей к нересту по физиолого-биохимическим показателям и режимы пренерестового выдерживания .....	77
4.5.3 Пренерестовая корректировка физиологического состояния производителей .....	79
4.6 ГОРМОНАЛЬНАЯ СТИМУЛЯЦИЯ НЕРЕСТА ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	80
4.6.1 Общие рекомендации по проведению гормонального стимулирования .....	80
4.6.2 Общие рекомендации по инъекированию .....	81
4.6.3 Применение гипофизарных препаратов .....	82
4.6.4 Рекомендации по применению суперактивного синтетического аналога гонадотропин-релизинг-гормона млекопитающих (GnRHа, Сурфагон) .....	84
<b>Глава 5 – Получение зрелых половых продуктов, осеменение и инкубация икры .....</b>	<b>87</b>
5.1 ПОЛУЧЕНИЕ ЗРЕЛЫХ ПОЛОВЫХ ПРОДУКТОВ .....	87
5.1.1 Контроль созревания самок и самцов .....	87
5.1.2 Отбор овулировавшей икры .....	89
5.1.3 Анестезия производителей .....	95
5.1.4 Получение спермы и ее хранение в гипотермических условиях .....	95
5.1.5 Оценка качества спермы .....	97
5.1.6 Оценка качества овулировавшей икры .....	99
5.1.7 Искусственное осеменение икры .....	101
5.1.8 Обесклеивание икры .....	104
5.2 ИНКУБАЦИЯ ИКРЫ .....	106
5.2.1 Инкубационные аппараты .....	106
5.2.2 Нормы закладки икры на инкубацию .....	111
5.2.3 Расход воды в инкубационных аппаратах .....	111
5.2.4 Освещенность .....	112

5.2.5 Контроль за ходом инкубации икры осетровых рыб.....	112
5.2.6 Продолжительность эмбрионального развития.....	121
<b>Глава 6 – Выращивание личинок и молоди.....</b>	<b>123</b>
6.1 ВЫДЕРЖИВАНИЕ ПРЕДЛИЧИНОК.....	123
6.1.1 Вылупление предличинок.....	123
6.1.2 Условия выдерживания предличинок.....	124
6.1.3 Особенности морфогенеза желточного мешка предличинок.....	125
6.1.4 Видовые особенности фототаксиса предличинок осетровых рыб.....	125
6.1.5 Важные этапы постэмбрионального развития.....	126
6.1.6 Поведенческие особенности предличинок в период эндогенного питания.....	127
6.1.7 Функциональные особенности предличинок в период перехода на смешанное питание.....	129
6.2 ВЫРАЩИВАНИЕ ЛИЧИНОК.....	130
6.2.1 Переход на экзогенное питание.....	130
6.2.2 Кормление личинок осетровых живыми кормами.....	132
6.2.3 Особенности бассейнового подращивания личинок для последующего выращивания в прудах и выпуска в естественные водоемы.....	133
6.2.4 Выращивание молоди в бассейнах для пополнения маточных стад.....	136
6.3 ПРУДОВОЕ ВЫРАЩИВАНИЕ МОЛОДИ.....	143
6.3.1 Основные требования к прудам.....	143
6.3.2 Подготовка прудов.....	143
6.3.3 Плотность посадки личинок в пруды.....	144
6.3.4 Формирование кормовой базы и применение минеральных удобрений.....	145
6.3.5 Методы повышения кормовой базы и интродукция кормовых организмов.....	146
6.3.6 Борьба с листоногими раками ( <i>Phyllopora</i> ).....	147

---

<b>ГЛАВА 7 – Культивирование живых кормов</b> .....	151
7.1 ВВЕДЕНИЕ .....	151
7.2 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ОЛИГОХЕТ(ENCHYTRAEU SALBIDUS) .....	151
7.3 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ВЕТВИСТОУСЫХ РАЧКОВ (DAFNIA, MOINA)..	152
7.3.1 Общие требования .....	152
7.3.2 Условия культивирования .....	153
7.3.3 Повышение пищевой ценности <i>Daphnia magna</i> .....	154
7.4 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ АРТЕМИИ (ARTEMIA SALINA).....	154
7.4.1 Инкубация цист артемии.....	154
7.4.2 Биоинкапсуляция науплий артемии .....	155
7.4.3 Выращивание артемии в бассейнах .....	155
7.5 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ КРАСНОГО КАЛИФОРНИЙСКОГО ЧЕРВЯ ( <i>EISENIA FOETIDA</i> ) .....	156
<b>Глава 8 –Промышленное воспроизводство осетровых рыб на основе     управления сезонностью размножения</b> .....	159
8.1 ВВЕДЕНИЕ .....	159
8.2 ОТБОР ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ .....	162
8.2.1 Методика накопления «диких» производителей .....	162
8.3 ПЕРЕВОД ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ В НЕРЕСТОВЫЙ ТЕМПЕРАТУРНЫЙ РЕЖИМ (НТР).....	165
8.3.1 Русский осетр.....	165
8.3.2 Севрюга.....	166
8.4 РЕЖИМ ИНКУБАЦИИ ИКРЫ И ТЕМПЕРАТУРНОЙ АДАПТАЦИИ ПРЕДЛИЧИНОК.....	168
8.4.1 Инкубация икры.....	168
8.4.2 Температурная адаптация предличинок .....	169
<b>Глава 9 – Эколого-морфологическая и этолого-физиологическая     экспресс-оценка жизнестойкости личинок и молоди     осетровых рыб</b> .....	171
9.1 ПОЛИФУНКЦИОНАЛЬНАЯ ОЦЕНКА ФИТНЕС- ПОКАЗАТЕЛЕЙ ЛИЧИНОК И МОЛОДИ .....	171
9.2 Прижизненные методы оценки – экспресс-тесты.....	171
9.2.1 Видоспецифические особенности реакции предличинок на изменение глубины .....	172

9.2.2 Плавательная способность личинок и молоди осетровых рыб.....	173
9.2.3 Оценка размеров и формы желточного мешка предличинок.....	174
9.3 АНАФАЗНЫЙ МЕТОД УЧЕТА ХРОМОСОМНЫХ АБЕРРАЦИЙ У ПРЕДЛИЧИНОК.....	175
9.4 ОЦЕНКА ФИЗИОЛОГИЧЕСКОГО СОСТОЯНИЯ ЛИЧИНОК ОСЕТРОВЫХ РЫБ ПО «ФОНОВЫМ» РЕАКЦИЯМ ПИГМЕНТНЫХ КЛЕТОК (МЕЛАНОФОРОВ).....	175
9.5 ТЕРАТОЛОГИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ ЛИЧИНОК И МОЛОДИ.....	178
9.6 ФИЗИОЛОГО-БИОХИМИЧЕСКАЯ ОЦЕНКА СОСТОЯНИЯ СТАНДАРТНОЙ МОЛОДИ ОСЕТРОВЫХ, ВЫРАЩЕННОЙ НА ЗАВОДАХ.....	179
9.7 ОЦЕНКА АДАПТАЦИОННЫХ КАЧЕСТВ МОЛОДИ ПО РЕАКЦИЯМ ЦЕНТРАЛЬНОЙ НЕРВНОЙ СИСТЕМЫ.....	180
9.8 НЕЙРО-ФАРМАКОЛОГИЧЕСКОЕ ТЕСТИРОВАНИЕ.....	182
9.9 ФЛУКТУИРУЮЩАЯ АСИММЕТРИЯ КАК СТАТИСТИЧЕСКИЙ ПОКАЗАТЕЛЬ ИЗМЕНЧИВОСТИ МОЛОДИ И ВОЗДЕЙСТВИЯ ЭКОЛОГИЧЕСКИХ СТРЕССОРОВ.....	183
<b>Глава 10 – Выпуск молоди в естественные водоемы.....</b>	<b>187</b>
10.1 ВВЕДЕНИЕ.....	187
10.2 МЕТОДЫ УЧЕТА ВЫПУСКАЕМОЙ РЫБОВОДНОЙ ПРОДУКЦИИ.....	187
10.2.1 Сплошной учет.....	187
10.2.2 Бонитировочный учет.....	187
10.3 ВЫПУСК МОЛОДИ ИЗ ПРУДОВ.....	188
10.4 ВЫБОР ОПТИМАЛЬНЫХ МЕСТ ВЫПУСКА МОЛОДИ.....	188
10.4.1 Солеустойчивость молоди различных видов осетровых рыб как критерий оптимизации мест выпуска.....	189
10.5 ПЕРЕВОЗКА МОЛОДИ К МЕСТАМ ВЫПУСКА.....	192
<b>Глава 11 – Формирование ремонтно-маточных стад.....</b>	<b>195</b>
11.1 ВВЕДЕНИЕ.....	195
11.2 ГЕНЕТИЧЕСКИЕ КРИТЕРИИ ФОРМИРОВАНИЯ РЕМОНТНО-МАТОЧНЫХ СТАД.....	195

---

11.3 РЫБОВОДНО-БИОЛОГИЧЕСКИЕ КРИТЕРИИ ФОРМИРОВАНИЯ МАТОЧНЫХ СТАД .....	196
11.4 ВЫРАЩИВАНИЕ РЕМОНТНО-МАТОЧНОГО СТАДА В САДКАХ .....	197
11.4.1 Типы садков .....	199
11.4.2 Садковое выращивание молоди и ремонта .....	199
11.4.3 Садковое содержание производителей .....	200
11.4.4 Зимовка рыб в садках .....	200
11.5 ОСОБЕННОСТИ СОДЕРЖАНИЯ РЕМОНТНО-МАТОЧНЫХ СТАД .....	200
11.6 РЕКОМЕНДАЦИИ ПО ФОРМИРОВАНИЮ ПОЛОВОЙ СТРУКТУРЫ МАТОЧНЫХ СТАД .....	204
11.7 МАТОЧНЫЕ СТАДА ПЛЕМЕННЫХ РЕПРОДУКТОРОВ И ОСЕТРОВЫХ РЫБОВОДНЫХ ЗАВОДОВ .....	205
11.8 ОПТИМАЛЬНЫЙ ТЕМПЕРАТУРНЫЙ РЕЖИМ ПРИ ФОРМИРОВАНИИ И СОДЕРЖАНИИ МАТОЧНЫХ СТАД ОСЕТРОВЫХ .....	206
11.8.1 Сезонность температурного режима содержания старших ремонтных групп .....	206
11.8.2 Зависимость скорости созревания от общего теплозапаса (суммы эффективных температур) при содержании осетровых .....	210
11.9 МОРФОЛОГИЧЕСКИЕ АНОМАЛИИ, НАИБОЛЕЕ ЧАСТО ВСТРЕЧАЮЩИЕСЯ У ОСЕТРОВЫХ РЫБ В РЕМОНТНО-МАТОЧНЫХ СТАДАХ .....	211
11.9.1 Аномалии обонятельных органов .....	211
11.9.2 Аномалия органов зрения .....	212
11.9.3 Недоразвитые грудные плавники .....	213
11.9.4 Укороченные жаберные крышки .....	213
11.9.5 Фенодевианты .....	214
11.10 ПАСПОРТИЗАЦИЯ МАТОЧНОГО СТАДА ГЕНЕТИЧЕСКИЙ КОНТРОЛЬ ЗА ЧИСТОТОЙ ПЛЕМЕННОГО МАТЕРИАЛА .....	214
11.11 ОСОБЕННОСТИ АДАПТАЦИИ «ДИКИХ» РЫБ К СОДЕРЖАНИЮ В ИСКУССТВЕННЫХ УСЛОВИЯХ .....	216
11.11.1 Технологическая схема адаптации «диких» рыб к содержанию в искусственных условиях .....	216

11.11.2 Перевод «диких» рыб на питание искусственными кормами.....	217
11.12 ТРАНСПОРТИРОВКА .....	219
11.12.1 Транспортировка молоди осетровых рыб в герметических емкостях.....	219
11.12.2 Транспортировка оплодотворённой икры осетровых рыб...	221
11.12.3 Транспортировка осетровых рыб в открытых емкостях .....	221
<b>Глава 12 – Санитарно профилактические мероприятия .....</b>	<b>223</b>
12.1 ОСНОВНЫЕ ЗАБОЛЕВАНИЯ ОСЕТРОВЫХ РЫБ .....	223
12.2 КЛИНИЧЕСКИЕ ПРИЗНАКИ НАИБОЛЕЕ РАСПРОСТРАНЕННЫХ ЗАБОЛЕВАНИЙ .....	224
12.3 МЕТОДЫ ЛЕЧЕНИЯ И ПРОФИЛАКТИКИ .....	226
12.4 ПРЕПАРАТЫ ИСПОЛЬЗУЕМЫЕ ДЛЯ ЛЕЧЕНИЯ ОСЕТРОВЫХ.....	227
12.5 ИСПОЛЬЗОВАНИЕ АНТИБИОТИКОВ .....	227
<b>Глава 13 – Мечение .....</b>	<b>229</b>
13.1 ТРЕБОВАНИЯ К МЕЧЕНИЮ .....	229
13.2 МЕЧЕНИЕ ПИТ-МЕТКАМИ .....	230
13.3 МЕЧЕНИЕ МАГНИТНЫМИ СВТ-МИКРОМЕТКАМИ.....	232
13.4 ПРОЕКТ РАЗРАБОТКИ МЕЖДУНАРОДНОЙ ПРОГРАММЫ МЕЧЕНИЯ МОЛОДИ ВЫРАЩЕННОЙ В ИСКУССТВЕННЫХ УСЛОВИЯХ .....	233
<b>Глава 14 – Раннее прижизненное определение пола и стадий зрелости осетровых с использованием УЗИ .....</b>	<b>235</b>
14.1 ОБОРУДОВАНИЕ ДЛЯ УЗИ-ДИАГНОСТИКИ ПОЛА И СТАДИЙ ЗРЕЛОСТИ ОСЕТРОВЫХ РЫБ .....	235
14.1.1 Характеристики ультразвука.....	235
14.1.2 Датчики.....	236
14.1.3 Мобильный информационно-аналитический комплекс на основе УЗИ-сканера «Mindray DP-6600” .....	237
14.1.4 Организация рабочего места.....	239
14.2 РАЗРЕШАЮЩАЯ СПОСОБНОСТЬ УЛЬТРАЗВУКОВОГО МЕТОДА РАННЕЙ ПРИЖИЗНЕННОЙ ДИАГНОСТИКИ ПОЛА И ОПРЕДЕЛЕНИЯ СТАДИЙ ЗРЕЛОСТИ ГОНАД ОСЕТРОВЫХ РЫБ.....	240

14.3 СЛОВАРЬ СПЕЦИАЛЬНЫХ ТЕРМИНОВ ПО УЛЬТРАЗВУКОВЫМ ИССЛЕДОВАНИЯМ.....	242
14.4 АНАТОМИЧЕСКАЯ СТРУКТУРА И НЕТРАВМАТИЧНОЕ ИССЛЕДОВАНИЕ ВНУТРЕННИХ ОРГАНОВ И ТКАНЕЙ ОСЕТРОВЫХ РЫБ С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ УЗИ.....	243
14.4.1 Строение внутренних органов.....	243
14.5 НЕТРАВМАТИЧНОЕ ИССЛЕДОВАНИЕ ОРГАНОВ И ТКАНЕЙ С ПОМОЩЬЮ МЕТОДА УЗИ ДИАГНОСТИКИ .....	247
14.5.1 Порядок сканирования .....	247
14.5.2 Особенности визуализации органов при продольном сканировании .....	248
14.5.3 Особенности визуализации органов при поперечном сканировании .....	250
14.6 РАННЕЕ ОПРЕДЕЛЕНИЕ ПОЛА И СТАДИЙ ЗРЕЛОСТИ ОСЕТРОВЫХ РЫБ С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ НЕТРАВМАТИЧНОГО ЭКСПРЕСС МЕТОДА УЗИ .....	252
14.6.1 Анализ УЗИ изображений семенников на различных стадиях зрелости.....	252
14.6.2 Анализ УЗИ изображений яичников на различных стадиях зрелости.....	266
14.6.3 Эхограммы резорбции семенников и икры .....	283
14.6.4 Нетравматичный ультразвуковой мониторинг гонадогенеза крупных особей осетровых .....	285
14.7 УЛЬТРАЗВУКОВАЯ НЕТРАВМАТИЧНАЯ ДИАГНОСТИКА АНОМАЛИЙ РАЗВИТИЯ ВОСПРОИЗВОДИТЕЛЬНОЙ СИСТЕМЫ ОСЕТРОВЫХ (ПАТОЛОГИЧЕСКАЯ ЭХОАНАТОМИЯ).....	287
14.7.1 Дольчатость семенников .....	288
14.7.2 Киста .....	289
14.7.3 Жировое перерождение яичников .....	290
14.7.4 Гермафродитизм.....	291
14.8 ОСНОВНЫЕ НЕТРАВМАТИЧНЫЕ ИЗМЕРЕНИЯ ЛИНЕЙНЫХ И ВЫЧИСЛЕНИЯ ОБЪЕМНЫХ ПОКАЗАТЕЛЕЙ ГОНАД С ПОМОЩЬЮ УЗИ ЭКСПРЕСС ДИАГНОСТИКИ .....	291

<b>Приложения</b> .....	297
Приложение I.....	297
Приложение II .....	298
Приложение III.....	300
Приложение IV.....	301
<b>Список Литературы</b> .....	303

## СПИСОК РИСУНКОВ

<b>Рисунок 1:</b> Взрослая белуга каспийской популяции (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	2
<b>Рисунок 2:</b> Взрослая азовская белуга из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.....	4
<b>Рисунок 3:</b> Взрослый русский осетр азовской популяции (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	4
<b>Рисунок 4:</b> Взрослый русский осетр каспийской популяции (А); персидский осетр (Б); – взрослый русский осетр азовской популяции (В) (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	6
<b>Рисунок 5:</b> Основание усиков расположенное близко ко рту: А– Русский осетр; В– персидский осетр (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	7
<b>Рисунок 6:</b> Русский осетр из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.....	8
<b>Рисунок 7:</b> Взрослый персидский осетр каспийской популяции (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	9
<b>Рисунок 8:</b> Взрослый персидский осетр из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.....	9
<b>Рисунок 9:</b> Взрослая севрюга каспийской популяции (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	11
<b>Рисунок 10:</b> Азовская севрюга (А); Каспийская севрюга (Б); Дунайская севрюга (В) (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	11
<b>Рисунок 11:</b> Азовская севрюга из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.....	12
<b>Рисунок 12:</b> Атлантический осетр (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	13

---

<b>Рисунок 13:</b> Шип (рисунок М. ДАнтони (M. DАntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	15
<b>Рисунок 14:</b> Шип из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.....	16
<b>Рисунок 15:</b> Дунайская стерлядь (рисунок М. ДАнтони (M. DАntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).....	17
<b>Рисунок 16:</b> Стерлядь из маточного стада, Южный филиал Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.....	18
<b>Рисунок 17:</b> Технологическая схема работы воспроизводственного предприятия.....	22
<b>Рисунок 18:</b> Схема специализированного осетрового завода. (Кокоза, 2004). .....	23
<b>Рисунок 19:</b> Примерная схема рыбоводного завода универсального типа:.....	24
<b>Рисунок 20:</b> Схема морского ОРЗ берегового типа:.....	25
<b>Рисунок 21:</b> Донской осетровый завод (бассейн Азовского моря) (изображение получено с использованием программы GoogleEarth).....	26
<b>Рисунок 22:</b> Бертюльский осетровый завод (бассейн Каспийского моря) (изображение получено с использованием программы GoogleEarth).....	27
<b>Рисунок 23:</b> Схема осетрового завода (Иран). (А– Шахид Раджеи; В– Шахид Марджани) .....	28
<b>Рисунок 24:</b> Садок куринского типа.....	30
<b>Рисунок 25:</b> Схема цеха с системой терморегуляции воды. ....	32
<b>Рисунок 26:</b> График интенсивности потребления кислорода производителями осетровых при различных температурах (Казанский, 1975).....	33
<b>Рисунок 27:</b> Типовая схема инкубационного цеха.....	34
<b>Рисунок 28:</b> Земляные пруды с покрытием ложа геомембраной.....	35
<b>Рисунок 29:</b> Специальное живорыбное судно “прорезь” с многочисленными отверстиями, обеспечивающими водообмен между рекой и судном, и буксировочное судно.....	39
<b>Рисунок 30:</b> Осенняя бонитировка маточного стада.....	42

<b>Рисунок 31:</b> Инструменты для биопсии гонад осетровых рыб: А, Б – щупы различного диаметра, В – шило. ....	46
<b>Рисунок 32:</b> А - биопсия севрюге с использованием щупа, Б - щуп с фрагментом яичника четвертой стадии зрелости. ....	47
<b>Рисунок 33:</b> Отбор образца икры с помощью катетера через небольшой абдоминальный разрез: А – Parauka, 1993; Б – Webb et al., 2009. ....	48
<b>Рисунок 34:</b> Прямая пальпация яичника (Bruch, Dickand Choudhury, 2001).....	49
<b>Рисунок 35:</b> Пример наложения швов после лапароскопии: А – наложение шва атлантическому осетру (А. oxuginchus) (Parauka, 1993); Б – способы наложения швов (Conte et al., 1988).....	49
<b>Рисунок 36:</b> Лапароскопия. ....	50
<b>Рисунок 37:</b> Отоскоп для непосредственного исследования гонад осетровых при лапароскопии.....	50
<b>Рисунок 38:</b> Эндоскопическая система для определения пола и стадий зрелости.....	51
<b>Рисунок 39:</b> Введение зонда борескопа через разрез в брюшной полости незрелого Русского осетра для определения стадии половой зрелости. ....	52
<b>Рисунок 40:</b> Полученные при помощи эндоскопа изображения гонад севрюги на разных стадиях зрелости.....	54
<b>Рисунок 41:</b> Эндоскопическое изображение ооцитов.....	55
<b>Рисунок 42:</b> Определение содержания половых стероидных гормонов (Webb et al., 2009).....	58
<b>Рисунок 43:</b> Концентрация половых стероидов и кальция (показатель вителлогенеза) в плазме зрелых и незрелых особей белого осетра <i>A. transmontanus</i> (Webb et al., 2001). ....	58
<b>Рисунок 44:</b> Метод Фурье-преобразования инфракрасных спектров (Webb et al., 2009).....	59
<b>Рисунок 45:</b> Получение спектров гонад белого осетра с помощью неинвазивного метода коротковолновой спектроскопии в ближней инфракрасной области (Webb et al., 2009). ....	60
<b>Рисунок 46:</b> Подготовка к КВС-БИК анализу образцов икры белого осетра (Webb et al., 2009). ....	61

<b>Рисунок 47:</b> Метод морфометрии урогенитальной области (Fuji et al., 1987 по Billard, 2002). .....	62
<b>Рисунок 48:</b> Схема краниологических измерений <i>A. ruthenus</i> (Мальцев и Меркулов, 2006). .....	63
<b>Рисунок 49:</b> Различия формы урогенитального отверстия: А – самец, В – самка (Vescei et al., 2003). .....	64
<b>Рисунок 50:</b> Форма грудных плавников домашних особей амурского осетра: А – самка, В – самец (Подушка, 2008б). .....	65
<b>Рисунок 51:</b> Зимовальные пруды для маточного стада, выращиваемого в искусственных условиях. ....	66
<b>Рисунок 52:</b> Бетонированные разделённые пруды для зимовки и выдерживания производителей с секциями для раздельного содержания. ....	67
<b>Рисунок 53:</b> “Брачный наряд” самцов различных видов осетровых рыб. А – русский осетр; В – сибирский осетр; В – шип; Г – стерлядь. ....	69
<b>Рисунок 54:</b> Биопсия гонад: А- русского осетра с боковой стороны, В - атлантического осетра с брюшной стороны. ....	69
<b>Рисунок 55:</b> Разрезанный ооцит под бинокуляром. ....	70
<b>Рисунок 56:</b> Схематичное изображение ооцита осетровых рыб в разрезе. ....	71
<b>Рисунок 57:</b> Ооциты с различными значениями коэффициента поляризации. ....	71
<b>Рисунок 58:</b> Оборудование и материалы для приготовления суспензии гипофиза: А – торсионные весы, В – ступка и пестик для растирания гипофизов, В – растёртый гипофиз, Г – шприц для инъекций. ....	81
<b>Рисунок 59:</b> Гонадотропная инъекция GnRHа: А – самцу севрюги, В – самке русского осетра. ....	82
<b>Рисунок 60:</b> Просмотр зрелой самки для оценки степени овуляции. ....	88
<b>Рисунок 61:</b> Схема, иллюстрирующая расположение яичников и яйцеводов в полости тела осетровых (Подушка, 1999). ....	90
<b>Рисунок 62:</b> Надрезание яйцевода выращенной севрюги (Южный филиал Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия). ....	91
<b>Рисунок 63:</b> Сцеживание икры севрюги после надрезания яйцевода (Южный филиал Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия). ....	91

<b>Рисунок 64:</b> Пример наложения послеоперационных швов (Summerfelt and Smith, 1990, по Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001).....	93
<b>Рисунок 65:</b> Послеоперационное наложение швов.....	94
<b>Рисунок 66:</b> Шприц Жане и уретральные катетеры. ....	96
<b>Рисунок 67:</b> Отбор спермы.....	97
<b>Рисунок 68:</b> График зависимости между временем приклеивания к субстрату и способностью к оплодотворению осеменённой икры. ....	100
<b>Рисунок 69:</b> Разделение икры на порции для осеменения. ....	101
<b>Рисунок 70:</b> Осеменение икры.....	103
<b>Рисунок 71:</b> Аппараты для обесклеивания икры. ....	104
<b>Рисунок 72:</b> Обесклеивание икры вручную.....	105
<b>Рисунок 73:</b> Схема и внешний вид аппарата Ющенко. ....	107
<b>Рисунок 74:</b> Схема инкубационного аппарата «Осётр»: .....	108
<b>Рисунок 75:</b> Инкубационный аппарат «Осётр»: А – одна из сторон аппарата, Б – инкубационные ящики аппарата «Осётр» в период инкубации икры белуги.....	108
<b>Рисунок 76:</b> Модифицированный аппарат «Осётр».....	109
<b>Рисунок 77:</b> Инкубационные аппараты Вейса.....	109
<b>Рисунок 78:</b> Аппараты Мак-Дональда: А – инкубационная линия, Б – отдельные аппараты, смонтированные на бассейны для вылупления предличинок. ....	110
<b>Рисунок 79:</b> Схема инкубационных аппаратов: А - Вейса, Б - Мак-Дональда. ....	110
<b>Рисунок 80:</b> Эмбрион на стадиях второго и третьего делений дробления (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).....	113
<b>Рисунок 81:</b> Время взятия проб для определения процента оплодотворения яиц: А - русский осётр; Б – севрюга; В – белуга; Г – стерлядь, в зависимости от температуры инкубации (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). ....	114
<b>Рисунок 82:</b> Нормальное развитие зародыша на стадиях 16–17 (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).....	115
<b>Рисунок 83:</b> Нормально развивающиеся зародыши на стадиях 26–28 (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).....	118

- Рисунок 84:** Продолжительность зародышевого развития *A. gueldenstaedtii* (AG), *A. stellatus* (AS), *H. huso* (HH), *A. ruthenus* (AR), и время взятия проб для определения типичности развития в зависимости от температуры инкубации, (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). ..... 119
- Рисунок 85:** Образование нервной пластинки при наличии желточной пробки аномального размера (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981): А – большая желточная пробка, нервная пластинка укорочена и искривлена; Б – желточная пробка меньшего размера. .... 120
- Рисунок 86:** Недоразвитие передних отделов тела (отсутствует передний мозговой пузырь) (стадия 26) (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981)..... 120
- Рисунок 87:** Нарушения закладки сердца: А – появление эмбрионов с двумя зачатками сердца; Б – отсутствие зачатка сердца (стадии 27–28). (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). .... 120
- Рисунок 88:** Вылупившиеся предличинки в круглом пластиковом бассейне. .... 123
- Рисунок 89:** А - Круглые бетонные бассейны для выдерживания предличинок, Б - пластиковые бассейны для подращивания молоди. .... 124
- Рисунок 90:** Оценка развития предличинки белуги (стадия 42)..... 126
- Рисунок 91:** Продолжительность развития предличинок осетра (при температуре воды 18°C) от массового вылупления (стадия 36) до перехода на экзогенное питание (стадия 45)..... 127
- Рисунок 92:** Типичные поведенческие реакции предличинок осетровых – «роение»: А – севрюга, Б – русский осетр. .... 128
- Рисунок 93:** Проба для оценки качества предличинок. .... 129
- Рисунок 94:** Участок для подращивания личинок и молоди осетровых: А – бассейны; Б – бассейны и лотки. .... 134
- Рисунок 95:** Автоматическая система кормораздачи. .... 141
- Рисунок 96:** Рыбоводные пруды для выращивания молоди (Гривенский завод, Краснодарский край, Россия). .... 143
- Рисунок 97:** Пруды, подготовленные к заливанию (Гривенский завод, Краснодарский край, Россия). .... 144
- Рисунок 98:** Ящики для выращивания олигохет в специальном цехе. .... 151
- Рисунок 99:** Бетонные бассейны для культивирования ветвистоусых (дафний и мойн). .... 153

<b>Рисунок 100:</b> Схема обогащения (биоинкапсуляция) науплий артемии (изменённая Çiftçi et al., 2002).....	155
<b>Рисунок 101:</b> Участок выращивания калифорнийского червя (осетровый завод, Атырау, Казахстан).....	156
<b>Рисунок 102:</b> Цех длительного выдерживания производителей.....	160
<b>Рисунок 103:</b> Схема круглогодичного воспроизводства различных видов и биологических групп осетровых рыб.....	161
<b>Рисунок 104:</b> Процедура изменения температуры для гормональной стимуляции созревания диких производителей осетровых после продолжительного содержания при низких температурах.....	166
<b>Рисунок 105:</b> Вид желточного мешка у предличинок различных видов осетровых на стадии 36 (сбоку) (изменённая Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). Рисунок 106: Пятибалльная шкала для оценки функционального состояния меланофоров по величине меланофорового индекса (mi) у осетровых (по К.Д. Краснодемской, 1994). ...	174
<b>Рисунок 106:</b> Пятибалльная шкала для оценки функционального состояния меланофоров по величине меланофорового индекса (mi) у осетровых (Краснодембская, 1994).....	176
<b>Рисунок 107:</b> Экспериментальная оценка пигментных реакций молоди русского осетра.....	177
<b>Рисунок 108:</b> Тест открытое поле.....	180
<b>Рисунок 109:</b> Выпуск молоди осетровых в прибрежную часть моря.....	189
<b>Рисунок 110:</b> Специализированный автомобиль с контейнерами обеспечивающими оптимальные условия транспортировки.....	192
<b>Рисунок 111:</b> Доставка молоди осетровых живорыбным судном к местам её выпуска (Чепуркина и др., 2008).....	193
<b>Рисунок 112:</b> Система контроля за температурно-кислородным режимом технологической воды в контейнерах для перевозки молоди. (Чепуркина и др., 2008).....	193
<b>Рисунок 113:</b> Садки: из дели и нержавеющей стали.....	198
<b>Рисунок 114:</b> Садковый комплекс (Крджали, Болгария).....	198
<b>Рисунок 115:</b> Понтонные садки в водоёмах (лиманах), больших каналах для содержания производителей.....	200

<b>Рисунок 116:</b> Различные участки (цеха) для содержания ремонтно-маточных стад осетровых рыб: А – малые высокопроточные пруды для содержания производителей; Б – бетонные бассейны для содержания производителей в рециркуляционной системе (проект Billund Aquakultur Service ApS, Дания и Aquafuture, Германия); В – фото цеха для содержания производителей; Г – цифровой макет цеха для содержания производителей; Д – схема цеха для содержания производителей. (фотографии Б, В, Г и Д – предоставлены Д. Фирцлафом, «Aquafuture»).....	202
<b>Рисунок 117:</b> Гонады «зрелой» самки сибирского осетра в условиях постоянного содержания при высокой температуре и кормлении.....	207
<b>Рисунок 118:</b> Оптимальный температурный режим содержания маточного стада русского осетра.....	208
<b>Рисунок 119:</b> Возраст созревания выращенных самок осетровых: А, Б, В - при оптимальном режиме выращивания с терморегуляцией (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004), Г - при постоянной температуре 20°C (Doroshov, Moberg, and Van Eenennaam, 1997). .....	208
<b>Рисунок 120:</b> Аномалия обонятельных органов: А - русского осётра, Б - белуги, В - шипа, Г - стерляди. ....	212
<b>Рисунок 121:</b> А - Отсутствие глаз у белуги, Б - стерляди. ....	213
<b>Рисунок 122:</b> Укороченные жаберные крышки: А - у русского осётра, Б - у севрюги. ....	213
<b>Рисунок 123:</b> Фенодевианты стерляди: А – отсутствуют нормальные брюшные плавники, имеются дополнительные парные плавники в рудиментарном состоянии, Б – присутствуют дополнительные парные плавники в рудиментарном состоянии (Чебанов. Галич и Чмырь, 2004).....	214
<b>Рисунок 124:</b> Образцы индивидуальных генетических паспортов.....	216
<b>Рисунок 125:</b> А - Погрузочный контейнер для кратковременной перевозки рыбы объемом 300 л. (Чепуркина и др., 2008), Б - специальная ёмкость для кратковременной перевозки живой рыбы. ....	222
<b>Рисунок 126:</b> Метки, используемые для мечения осетровых: А - метка для КРС клипса, Б - установленная на грудном плавнике, В - клеймо, нанесенное жидким азотом.....	230
<b>Рисунок 127:</b> Примеры ПИТ-меток.....	230
<b>Рисунок 128:</b> Мечение самки азовской севрюги ПИТ-меткой. ....	231

<b>Рисунок 129:</b> Портативный ручной детектор для считывания ПИТ-меток...	231
<b>Рисунок 130:</b> Процедура мечения молоди азовской севрюги CWT-микрOMETками. ....	232
<b>Рисунок 131:</b> Обнаружение намагниченной CWT-микрOMETки специальным детектором. ....	233
<b>Рисунок 132:</b> УЗИ датчики: 1 - линейный, 2 - конвексный. ....	237
<b>Рисунок 133:</b> Ультразвуковой портативный сканер Mindray DP-6600. 1 - конвексный датчик, 2 - линейный датчик ....	238
<b>Рисунок 134:</b> Мобильный информационно-аналитический комплекс на основе УЗИ-сканера Mindray DP-6600: 1 – ноутбук; 2 – УЗИ-сканер; 3 – декодер MPEG2. ....	239
<b>Рисунок 135:</b> Оборудование мобильного информационно-аналитического комплекса на основе УЗИ-сканера Mindray DP-6600: 1 – УЗИ-сканер; 2 – специальный стол из нержавеющей стали для размещения рыбы; 3 – тент-палатка для защиты монитора УЗИ-сканера от прямых солнечных лучей; 4 – бассейн для накопления рыбы. ....	239
<b>Рисунок 136:</b> Строение внутренних органов сибирского осетра. ....	244
<b>Рисунок 137:</b> Строение пищеварительной системы русского осетра Рисунок 138: А - желудок персидского осетра на срезе (Артюхин, 2008), Б - желудок одомашненной формы белуги – «бульбообразное» расширение (показано стрелками) не выражено (маточное стадо ЮФ ФГУП «ФСГЦР», Краснодар, Россия). ....	245
<b>Рисунок 138:</b> А - ж елудок персидского осетра на срезе (Артюхин, 2008), Б - желудок одомашненной формы белуги – «бульбообразное» расширение (показано стрелками) не выражено (маточное стадо ЮФ ФГУП «ФСГЦР»,Краснодар, Россия). ....	246
<b>Рисунок 139:</b> Правильное положение датчика при сканировании в продольной плоскости. Датчик передвигается в направлении от хвоста к голове и обратно. ....	248
<b>Рисунок 140:</b> Правильное положение датчика при сканировании в поперечной плоскости, ....	248
<b>Рисунок 141:</b> Расположение органов и тканей в теле самца русского осетра: А – вид в разрезе; Б – эхограмма, продольный срез (1 – кожа и подкожная жировая клетчатка; 2 – мышечная ткань; 3 – серозная оболочка брюшной полости; 4 – гонада; 5 – кишечник). ....	249

- Рисунок 142:** Расположение органов в теле самки русского осетра:  
А – вид в разрезе; Б – эхограмма, продольный срез  
(1 – кожа и подкожная жировая клетчатка; 2 – мышечная  
ткань; 3 – гонада; 4 – жир гонады; 5 – кишечник).....250
- Рисунок 143:** Локализация внутренних органов и тканей в теле самца  
сибирского осетра: А – поперечный срез; Б – эхограмма,  
поперечный срез (1 – кожа и подкожная жировая  
клетчатка; 2 – мышечная ткань; 3 – гонада; 4 – жир гонады;  
5 – кишечник; 6 – почка; 7 – нотохорда).....251
- Рисунок 144:** Эхограмма поперечного среза самки русского осетра:  
1 – кожа и подкожная жировая клетчатка;  
2 – мышечная ткань; 3 – яичник; 4 – жир яичника.....252
- Рисунок 145:** Семенники стерляди I стадии зрелости (M1):  
А – локализация семенника в теле рыбы;  
Б – вид семенника.....253
- Рисунок 146:** Эхограммы семенников стерляди первой стадии зрелости  
(M1): А – продольный срез; Б – поперечный срез.....254
- Рисунок 147:** Семенники II стадии зрелости (M2) русского осетра:  
А – локализация семенников в теле рыбы;  
Б – вид семенников; В – поперечный срез семенника.....255
- Рисунок 148:** Эхограммы семенников русского осетра второй стадии  
зрелости (M2): А - продольный срез, Б - поперечный срез...256
- Рисунок 149:** Гонады сибирского осетра II полужировой стадии зрелости  
(M2sf): А – локализация семенника в теле рыбы; Б – вид  
семенника; В – поперечный срез семенника.....257
- Рисунок 150:** Эхограммы семенника II полужировой стадии  
зрелости (M2sf) сибирского осетра: А - продольный срез,  
Б - поперечный срез.....258
- Рисунок 151:** Семенники русского осетра II жировой стадии зрелости  
(M2f): А – локализация семенника в теле рыбы; Б – вид  
семенника; В – поперечный срез семенника.....259
- Рисунок 152:** Эхограммы семенника русского осетра II жировой стадии  
зрелости (M2f) А - продольный срез, Б - поперечный срез...260
- Рисунок 153:** Семенники русского осетра III стадии зрелости (M3):  
А – локализация семенников в теле рыбы;  
Б – вид семенника; В – поперечный срез семенника.....261
- Рисунок 154:** Эхограммы продольного и поперечного срезов семенника  
сибирского осетра третьей стадии зрелости (M3).....262

- Рисунок 155:** Семенники русского осетра IV стадии зрелости (M4):  
 А – локализация семенников в теле рыбы;  
 Б – вид семенника; В – поперечный срез семенника.....263
- Рисунок 156:** Эхограммы семенника русского осетра IV стадии зрелости (M4). А - продольный срез, Б - поперечный срез. ....264
- Рисунок 157:** Эхограммы продольных срезов семенников зрелых самцов (M5): А – белуга; Б – севрюга (различима вторая гонада с полностью размытыми границами); В – русский осетр; Г – шип.....265
- Рисунок 158:** Эхограммы яичников стерляди I стадии зрелости (F1):  
 А – локализация яичника в теле рыбы; Б – вид яичников;  
 В – увеличенный фрагмент яичника. ....266
- Рисунок 159:** Эхограммы яичников стерляди I стадии зрелости (F1):  
 А - продольный срез, Б - поперечный срез.....267
- Рисунок 160:** Яичники сибирского осетра II стадии зрелости (F2):  
 А – локализация яичника в теле рыбы; Б – вид яичников;  
 В – поперечный срез яичника.....269
- Рисунок 161:** Эхограммы яичников II стадии зрелости (F2):  
 А - продольный срез, Б - поперечный срез.....270
- Рисунок 162:** Яичники русского осетра II полужировой стадии зрелости (F2sf): А – локализация яичников в теле рыбы;  
 Б – продольный срез яичника. ....271
- Рисунок 163:** Эхограмма продольного среза яичника II полужировой стадии зрелости (F2sf). ....272
- Рисунок 164:** Яичники русского осетра II жировой стадии зрелости (F2f):  
 А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичников;  
 В – поперечный срез яичника.....273
- Рисунок 165:** Эхограммы продольных срезов яичников II жировой стадии зрелости (F2f)..... 274
- Рисунок 166:** Эхограммы поперечных срезов яичников II жировой стадии зрелости (F2f)..... 274
- Рисунок 167:** А - Вид яичника с II-III стадии зрелости (F2-3);  
 Б – увеличенное изображение ооцитов старшей (1) и младшей (2) генераций. ....275
- Рисунок 168:** Эхограмма продольного среза яичника II-III стадии зрелости (F2-3) (MySono-201). ....275
- Рисунок 169:** Яичники стерляди в конце III стадии зрелости (F3):  
 А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичника. ....276

- Рисунок 170:** Эхограммы продольных срезов яичников конца III- начала IV стадии зрелости (F3-4).....277
- Рисунок 171:** Яичники стерляди IV незавершенной стадии зрелости (F4i):  
А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичника. ....278
- Рисунок 172:** Эхограммы продольного и поперечного срезов яичника IV незавершенной стадии зрелости (F4i). ....278
- Рисунок 173:** Локализация гонад IV завершенной стадии зрелости (F4c) в теле самки стерляди: А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичников.....279
- Рисунок 174:** Эхограммы продольного и поперечного срезов яичника IV завершенной стадии зрелости (F4c). ....280
- Рисунок 175:** Эхограмма яичника V стадии зрелости (F5). ....281
- Рисунок 176:** Эхограмма гонад самки через десять месяцев после получения зрелых половых продуктов. ....282
- Рисунок 177:** Эхограмма резорбированных семенников после нереста (начало резорбции). ....283
- Рисунок 178:** Эхограмма самки стадии VI (F6s) с икринками в процессе начальной резорбции. А, Б – увеличенные участки на эхограмме.....284
- Рисунок 179:** Анестезия крупных особей китайского осетра (с использованием препарата MS-222). ....285
- Рисунок 180:** Нетравматичное ультразвуковое определение пола и стадий зрелости крупных особей китайского осетра (при проведении сканирования рыба оставалась в воде). ....286
- Рисунок 181:** Эхограммы яичника самки китайского осетра второй жировой стадии (F2f): А – продольный срез; Б – поперечный срез. ....286
- Рисунок 182:** Эхограммы яичников самок китайского осетра:  
А - поперечный срез самки китайского осетра второй жировой стадии зрелости (F2f); Б – продольный срез самки китайского осетра четвертой незавершенной стадии зрелости (F4i). ....287
- Рисунок 183:** Эхограммы продольных срезов семенников самцов китайского осетра: А – семенник второй стадии зрелости (M2); Б – семенники третьей стадии зрелости (M3). ....287
- Рисунок 184:** А - вид долей семенника русского осетра,  
Б - эхограмма продольного среза долей семенника.....288

- Рисунок 185:** Кисты в полости тела осетра: А – кисты на семеннике русского осетра; Б – эхограмма продольного среза этого же семенника (А) с кистозными образованиями и с дистальным акустическим усилением; В – эхограмма продольного среза яичника с кистозным образованием у двухлетней самки стерляди. .... 289
- Рисунок 186:** А - внешний вид гонад с жировым перерождением зрелой самки сибирского осетра в условиях постоянного содержания при высоких температурах (15–23°C) и непрерывного кормления (фото Э. Хачатряна), Б - и эхограмма продольного среза (1 – зрелые ооциты; 2 – жировое перерождение яичника). ....290
- Рисунок 187:** Примеры автоматического измерения на эхограмме отрезков (L1-L3), периметров (P) и площадей (S) фигур, образованных замкнутым контуром на эхограммах: А - продольного и Б - поперечного срезов семенника. ....292
- Рисунок 188:** Сегментарное деление гонад различных стадий зрелости на доли: А – IV стадия зрелости; Б – III стадия зрелости; В – II стадия зрелости. ....293
- Рисунок 189:** Автоматическое измерение площадей замкнутых областей (S<sub>i</sub>), поперечных срезов отдельных сегментов семенника на эхограмме. ....294
- Рисунок 190:** Примеры эхограмм поперечных срезов отдельных сегментов яичника русского осетра для измерения площадей (S1-S3). ....294
- Рисунок 191:** Определение размера икринки (D<sub>1</sub>) на эхограмме яичника стерляди. ....296

## СПИСОК ТАБЛИЦ

<b>Таблица 1:</b> Сводка меристических признаков различных понто-каспийских видов осетровых (согласно Определителю СИТЕС – осетровые и веслоносы, 2001).....	3
<b>Таблица 2:</b> Матрица стандартных расстояний $F_{ST}$ между популяциями Русского осетра (Тимошкина, 2009).....	5
<b>Таблица 3:</b> Сравнение морфометрических показателей отдельных популяций русского осетра (изменённая Тимошкина, 2009) .....	6
<b>Таблица 4:</b> Требования к качеству воды при разведении и выращивании осетровых рыб. ....	37
<b>Таблица 5:</b> Основные рыбоводные показатели диких производителей (при прижизненном получении икры).....	40
<b>Таблица 6:</b> Классификация стадий гаметогенеза белого осетра (Conte et al., 1988). ....	44
<b>Таблица 7:</b> Сравнительная таблица стадий зрелости (1–6) самок (F) и самцов (M) осетровых.....	45
<b>Таблица 8:</b> Изменения в концентрации стероидов в плазме молоди северюги при различных стадиях развития гонад (Ахундов, 1999).....	57
<b>Таблица 9:</b> Группы самок по показателю коэффициента поляризации $K_{п}$ и рекомендации по их использованию.....	72
<b>Таблица 10:</b> Состав SIS среды для инкубации овариальных фолликул (Williot, 1997).....	75
<b>Таблица 11:</b> Режимы преднерестового выдерживания производителей в зависимости от коэффициента поляризации ооцитов $K_{п}$ .....	76
<b>Таблица 12:</b> Рекомендации по преднерестовому выдерживанию производителей, заготовленных в период весеннего хода.....	78
<b>Таблица 13:</b> Физиологические показатели «диких» производителей (Баденко и др., 1984).....	79
<b>Таблица 14:</b> Оптимальная температура воды ( $T^{\circ}C$ ) для инкубации икры осетровых .....	80
<b>Таблица 15:</b> Зависимость дозы гипофизарных препаратов от температуры воды.....	83
<b>Таблица 16:</b> Зависимость доли гипофизарных препаратов, вводимой при предварительной инъекции, от коэффициента поляризации ооцитов.....	84

<b>Таблица 17:</b> Рекомендации по применению GnRHа для стимуляции созревания производителей осетровых рыб (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).....	86
<b>Таблица 18:</b> Продолжительность созревания самок осетровых рыб при различной температуре (в часах после гипофизарной инъекции) (данные Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981) ..	87
<b>Таблица 19:</b> Количество спермиев в 1 см <sup>3</sup> эякулята (данные Гинзбург (1968), кроме данных, отмеченных особо).....	98
<b>Таблица 20:</b> Срок сохранения спермой оплодотворяющей способности в условиях гипотермического хранения в зависимости от исходных активности и времени сохранения подвижности (изменённая Сборник инструкций..., 1986).....	99
<b>Таблица 21:</b> Рекомендации по обесклеиванию оплодотворенной икры осетровых. ....	105
<b>Таблица 22:</b> Норма загрузки икры в инкубационные аппараты. ....	111
<b>Таблица 23:</b> Удельный расход воды в аппарате Ющенко (Мильштейн, 1982). ....	112
<b>Таблица 24:</b> Удельный расход воды в аппаратах «Осётр» (Сборник инструкций..., 1986).....	112
<b>Таблица 25:</b> Хронология зародышевого развития русского осетра <i>Acipenser gueldenstaedtii colchicus</i> (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). ....	116
<b>Таблица 26:</b> Продолжительность инкубации икры осетровых (изменённая Сборник инструкций ... 1986).....	122
<b>Таблица 27:</b> Длина и масса предличинок различных видов осетровых при вылуплении. ....	123
<b>Таблица 28:</b> Нормативы плотности посадки предличинок в бассейны и лотки.....	124
<b>Таблица 29:</b> Длина и масса предличинок различных видов осетровых при переходе на экзогенное питание. ....	130
<b>Таблица 30:</b> Продолжительность развития предличинок осетровых до перехода на экзогенное питание в зависимости от температуры воды. ....	131
<b>Таблица 31:</b> Суточная норма внесения живых кормов.....	132
<b>Таблица 32:</b> Рекомендации по кормлению молоди русского осетра ( <i>A. gueldenstaedtii</i> ).....	137

---

<b>Таблица 33:</b> Рекомендации по кормлению молоди белуги ( <i>H. huso</i> ). .....	138
<b>Таблица 34:</b> Рекомендации по кормлению молоди стерляди ( <i>A. ruthenus</i> ). .....	139
<b>Таблица 35:</b> Зависимость размеров кормовых частиц и кратности кормления от массы молоди. ....	140
<b>Таблица 36:</b> Плотность посадки личинок и молоди при бассейновом выращивании. ....	142
<b>Таблица 37:</b> Темпы роста молоди осетровых в бассейнах при оптимальных температурах. ....	142
<b>Таблица 38:</b> Стандартные плотности посадки и масса подрощенных личинок для различных видов осетровых. ....	145
<b>Таблица 39:</b> Объем внесения маточной культуры <i>Daphnia</i> для получения 0,2–1,0 кг живой <i>Daphnia</i> в сутки при выращивании в бассейнах (Аскеров и Сидоров, 1964). ....	154
<b>Таблица 40:</b> Изменение расхода «подсвежающей» воды в зависимости от температуры воды в бассейнах. ....	165
<b>Таблица 41:</b> Влияние времени выдерживания самок севрюги при нерестовых температурах (после длительного содержания при низких температурах) на их рыбоводные показатели. ....	167
<b>Таблица 42:</b> Максимальная интенсивность подъёмов «свечек» предличинок осетровых на различных глубинах (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009). ....	172
<b>Таблица 43:</b> Изменение плавательной способности личинок и молоди осетровых в потоке воды скоростью 20 см/сек. (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009). ....	173
<b>Таблица 44:</b> Различные группы аномалий осетровых в раннем онтогенезе (Акимова и др., 2004). ....	178
<b>Таблица 45:</b> Физиологические показатели жизнеспособной «стандартной» искусственно выращенной молоди осетровых (Баденко и др., 1984). ....	179
<b>Таблица 46:</b> Хронологическая схема проведения теста «открытое поле». ....	181
<b>Таблица 47:</b> Показатели двигательной активности молоди севрюги различных групп. ....	181
<b>Таблица 48:</b> Динамика обездвиживания при наркотизации MS-222 с концентрацией 50 мг/л и возвращения двигательной активности молоди осетровых рыб (% от общего числа). ....	183

<b>Таблица 49:</b> Основные этапы выращивания молоди осетровых рыб в режиме нарастающей солёности (после перехода на активное питание) (Кокоза, 2004).	191
<b>Таблица 50:</b> Факториальное скрещивание осетровых.	196
<b>Таблица 51:</b> Необходимое для пополнения маточного стада количество рыб.	197
<b>Таблица 52:</b> Плотности посадки рыб в садки в зависимости от их средней массы.	199
<b>Таблица 53:</b> Рыбоводные нормативы по выращиванию младшего ремонта в бассейнах, садках и малых прудах при оптимальных условиях.	203
<b>Таблица 54:</b> Рыбоводные нормативы по выращиванию старшего ремонта и производителей в бассейнах, садках и малых прудах при оптимальных условиях.	204
<b>Таблица 55:</b> Минимальные размеры и возраст осетровых различных видов и гибридных форм для проведения ранней прижизненной УЗИ-диагностики пола.	206
<b>Таблица 56:</b> Возраст первого созревания и оптимальное время перевода на естественный температурный режим ремонта осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).	207
<b>Таблица 57:</b> Возраст первого созревания и продолжительность последующих циклов гаметогенеза диких и домашних производителей осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).	209
<b>Таблица 58:</b> Сравнительная характеристика массы тела при первом созревании и абсолютной плодовитости диких и домашних производителей осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).	209
<b>Таблица 59:</b> Репродуктивные показатели диких и домашних производителей осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).	210
<b>Таблица 60:</b> Сумма эффективных температур, обеспечивающая первое и последующие созревания самок осетровых.	210
<b>Таблица 61:</b> Микросателлитные локусы, используемые для проведения индивидуальной паспортизации осетровых.	215
<b>Таблица 62:</b> Требования к составу пастообразных кормов, используемых при доместикации «диких» особей осетровых рыб (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).	218

<b>Таблица 63:</b> Плотность загрузки личинок и молоди осетровых при перевозке в полиэтиленовых пакетах, кг (Орлов и др., 1974).....	220
<b>Таблица 64:</b> Норма загрузки икры осетровых рыб при перевозке в полиэтиленовых пакетах при различной температуре, тыс. шт. (Орлов и др., 1974).....	221
<b>Таблица 65:</b> Плотности посадки осетровых при различных способах транспортировки.....	222
<b>Таблица 66:</b> Клинические признаки основных заболеваний (изменённая Матишов, Пономарев и Пономарева, 2007).....	225
<b>Таблица 67:</b> Внешние клинические признаки некоторых заболеваний осетровых рыб и оценка степени их проявления (в баллах) (Бурлаченко и Бычкова, 2005).....	226
<b>Таблица 68:</b> Перечень лечебных и профилактических препаратов, применяемых при различных заболеваниях молоди осетровых (изменённая Hochleithnerand и Gessner, 1999).....	227
<b>Таблица 69:</b> Скорость распространения звука ( $V$ ), плотность ( $\rho$ ) и сопротивление ( $Z = \rho V$ ) различных веществ (Пальмер и др., 2000).....	236

## СОКРАЩЕНИЯ И АКРОНИМЫ

<b>АГП</b>	Ацетонированный гипофиз осетровых и карповых рыб (АГП);
<b>АСУ и К</b>	Автоматизированная система управления и контроля
<b>БГС</b>	Бактериальная геморрагическая септицимия
<b>ГГП</b>	Глицериновая вытяжка гипофизов осетровых рыб
<b>ГПЗ</b>	Газопузырьковая болезнь
<b>ДНК</b>	Дезоксирибонуклеиновая кислота
<b>КВС-БИК</b>	Коротковолновая спектроскопия в ближней инфракрасной области
<b>КОЕ</b>	Колониеобразующая единица
<b>КП</b>	Коэффициент поляризации (ооцитов)
<b>КРС</b>	Крупный рогатый скот
<b>МГК</b>	Метод главных компонент
<b>НТР</b>	Нерестовый режим выдерживания
<b>ОРЗ</b>	Осетровый рыболовный завод
<b>ПДК</b>	Предельно допустимая концентрация
<b>ПИТ</b>	Персональный индивидуальный транспондер (метка)
<b>ПК</b>	Персональный компьютер
<b>ПРВ</b>	Постоянный режим выдерживания
<b>УЗИ</b>	Ультразвуковая диагностика
<b>ФА</b>	Флуктуирующая асимметрия
<b>ФАО</b>	Продовольственная и сельскохозяйственная организация ООН
<b>ЦДВП</b>	Цех длительного выдерживания производителей
<b>ЦНС</b>	Центральная нервная система
<b>CWT</b>	Coded wire tag (магнитная кодируемая метка)
<b>GVBD</b>	Germinal vesicle breakdown
<b>EIFAC</b>	European Inland Fishery Advisory Commission (Европейская консультативная комиссия по рыбному хозяйству и аквакультуре)
<b>HEPES</b>	N-2-гидроксиэтилпиперазин-N-2-этансульфоновая кислота (биологический буфер)
<b>HUFA</b>	Highly unsaturated fatty acids (высоконенасыщенные жирные кислоты)
<b>SIS</b>	Siberian sturgeon (medium)
<b>ВИЕ</b>	Визуальный имплантируемый эластомер
<b>WSCS</b>	World Sturgeon Conservation Society
<b>WSIV</b>	Иридовирус белого осетра

## БЛАГОДАРНОСТИ

Авторы книги искренне благодарны за существенный вклад в подготовку настоящего Руководства по искусственному воспроизводству осетровых многим специалистам, принимавшим участие в ряде международных конференций, симпозиумов и семинаров, организованных ФАО, Всемирным обществом сохранения осетровых (WSCS) и Европейской консультативной комиссией по рыбному хозяйству и аквакультуре (EIFAC).

Выражаем глубокую признательность всем сотрудникам Южного филиала ФГУП «Федеральный селекционно-генетический центр рыбоводства» (ЮФ ФГУП ФСГЦР) Министерства сельского хозяйства РФ и, особенно, Ю.Н. Чмырю, Л.Р. Ахтерьяновой, В.И. Березовской, Я.Г. Меркулову, Э.А. Савельевой и В.А. Тимониной. Мы также выражаем особую благодарность за помощь в подготовке рукописи к печати В.Н. Крупскому, Я.Г. Меркулову, Е.В. Стефанову и Д.В. Ананьеву. Авторы также выражают благодарность следующим специалистам за ценные дополнения и комментарии при подготовке рукописи настоящего руководства: П. Вийо (Франция), Д. Фирцлафу (Германия), Д. Мемеш (Турция), С. Устаоглу (Турция), А. Оздемиру (Турция), О. Тюфеку (Турция), Д. Бартли (ФАО) и М.Р. Хасану (ФАО). Авторы хотят также отметить С. Дорошова (США), оказавшего существенный вклад при редактировании отдельных глав рукописи, Дж. Р. Артура (консультанта ФАО) за редактирование последней редакции руководства, Р. Ван Анроя и Ц. Явуза (ФАО СЕК) за общее руководство в процессе подготовке рукописи к публикации, а также техническую помощь, включая форматирование и т.д.

Финансовая поддержка при подготовке настоящего руководства на английском, турецком и русском языках была предоставлена в рамках Технической программы сотрудничества (ТСП) ФАО Суб-региональным офисом ФАО в регионе Центральной Азии и Службой по рыболовству Департамента ФАО по рыбному хозяйству и аквакультуре (FIR).

## ВВЕДЕНИЕ

Разработке биологических основ разведения осетровых рыб посвящено большое число публикаций. Важно отметить, что приоритет в данной области, несомненно, принадлежит выдающимся российским ученым Н.Л. Гербильскому, И.А. Баранниковой, Т.А. Детлаф, А.С. Гинзбург, Б.Н. Казанскому, Н.И. Кожину. Разработки этих и других ученых послужили научным базисом для реализации масштабной программы пастбищного осетроводства в бассейнах Азовского, Черного и Каспийского морей в 60-70 годы прошлого столетия. Для повышения эффективности работы осетровых рыбобродных заводов были выпущены методические нормативно-технологические документы, в которых изложены основные элементы биотехники промышленного разведения различных видов осетровых рыб (например, Гинзбург, 1968; Маилян, 1971; Сборник инструкций..., 1971; Казанский и Молодцов, 1974; Игумнова, 1975; Баранникова и Боев, 1977; Мильштейн, 1982).

То, что в условиях зарегулирования стока рек, промышленное воспроизводство стало играть основную роль в формировании запасов осетровых в естественных водоемах, особенно в Азовском море, потребовало усовершенствования биотехники разведения осетровых и адаптации методов воспроизводства к новым экологическим условиям. Этому назначению соответствовал сборник «Сборник инструкций и нормативно-методических указаний по промышленному разведению осетровых рыб в Каспийском и Азовских морях», изданный в 1986 г. Несмотря на то, методы промышленного воспроизводства осетровых, рассмотренные в указанном сборнике, были основаны на новых результатах комплексных исследований различных аспектов биологии развития осетровых рыб, они базировались главным образом на использовании диких производителей, заготавливаемых в реках Азовского и Каспийского бассейнов. Резкое сокращение численности зрелых производителей в Каспийском и Азовском морях, несмотря на запрещение специализированного промысла осетровых с 2000 г., привело к необходимости скорейшего формирования маточных стад разводимых видов. Вместе с тем, для осетровых рыбобродных заводов до сих пор не были подготовлены методические руководства и нормативные материалы по различным этапам рыбобродного процесса разведения и выращивания маточных стад различных видов осетровых.

Необходимость разработки подобного руководства объясняется еще и тем, что в последние два десятилетия в России, США, Италии, Франции, Германии и других странах были проведены специальные научно-экспериментальные работы, проанализирован и обобщен опыт товарного выращивания, формирования и рыбобродного использования маточных стад различных видов осетровых, включая проходные виды; значительно усовершенствованы существовавшие и разработаны новые методы и технологические приемы разведения осетровых рыб (Doroshov *et al.*, 1983; Conte *et al.*, 1988; Parauka, 1993; Mohler, 2003; Hochleitner and Gessner, 1999; Williot *et al.*, 2007, 2009). Следует отметить, что, несмотря на очевидный успех биотехники выращивания личинок и молоди осетровых для товарного осетроводства (Gisbert and Williot, 2002b), не все его методы могут быть рекомендованы

для выращивания молоди понто-каспийских осетровых для воспроизводства (Chebanov and Billard, 2001; Billard and Leconte, 2001).

Основные принципы, лежащие в основе двух различных подходов (товарное выращивание и воспроизводство) рассмотрены в Рамсарской Декларации по глобальному сохранению осетровых рыб (Ramsar Declaration on Global Sturgeon Conservation, 2006). В то время, как основной задачей товарного выращивания осетровых является повышение эффективности производства (максимальные рост и выживаемость), искусственное воспроизводство направлено на улучшение адаптивных физиологических показателей молоди с целью повышения уровня ее выживаемости в естественных условиях. В связи с этим, необходима унификация управления рыбозаводным осетровым заводом на основе стандартизированных операций хэндлинга (с минимизацией возможного негативного воздействия стрессирующих факторов), выращивания, тренинга и оценки адаптивных характеристик личинок и молоди, а также оптимизации выпуска заводской молоди в естественные водоемы (Agh *et al.*, 2007). Кроме того, использование для пополнения запасов понто-каспийских осетровых только выращенных маточных стад и непрерывного контролируемого воспроизводства может отрицательно повлиять на одомашнивание (Billio, 2007), в том случае, если формирование маточных стад не осуществляется в рамках генетически и экологически обоснованных программ воспроизводства (Chebanov, 1998).

Одной из причин, ограничивающих развитие создаваемых в искусственных условиях маточных стад, до последнего времени являлось отсутствие методов ранней диагностики пола осетровых рыб (начиная с возраста 1,5 года и массы 1,5-2,0 кг), позволяющих существенно повысить эффективность формирования и использования племенных и коллекционных маточных стад осетровых. Развитие нового экспресс-метода ранней ультразвуковой диагностики пола и определения стадий зрелости гонад позволяет решить эту проблему (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004; Chebanov and Galich, 2009; Чебанов и Галич, 2010).

Изложенное выше свидетельствует о высокой информативности ультразвуковой диагностики и доступности нетравматичного экспресс метода определения пола и стадий зрелости, который может быть весьма эффективен для оптимизации формирования и управления ремонтно-маточными стадами. Важно отметить, что даже в настоящее время, использование данного метода позволяет проводить ранний (за 3-6 лет до полового созревания, в зависимости от вида) отбор не только самцов на продажу, но также и раннесозревающих самок (для каждого поколения) для ускоренного формирования маточных стад и производства икры. Следует также отметить, что крупнейшее гетерогенное маточное стадо в г. Краснодаре (Россия), содержащее восемь различных видов осетровых рыб (Chebanov and Billard, 2001) было сформировано с применением описанных в данной книге методов диагностики. Массовое созревание самок некоторых видов осетровых рыб (азовская белуга, севрюга, шип, русский и персидский осетры), выращенных исключительно на искусственных кормах и получение от них жизнестойкого потомства, впервые в истории осетроводства проводится нами ежегодно, начиная с 2000 г.

---

Настоящее руководство обобщает новейшие достижения науки и накопленный ранее опыт товарного осетроводства с учетом материалов, представленных в ранее изданных нормативно-методических документах и пособиях, указанных в списке литературы. Вместе с тем, в настоящем руководстве отдельные биотехнические этапы разведения и выращивания осетровых намеренно рассмотрены с различной степенью детализации. Основное внимание в руководстве уделено менее известным, ранее не описанным элементам искусственного воспроизводства осетровых рыб для сохранения их запасов, имеющим отношение, в первую очередь, к направленному формированию структуры ремонтно-маточных стад осетровых, управлению сезонностью их размножения, ранней ультразвуковой диагностики пола и стадий половой зрелости осетровых и другим оригинальным результатам многолетних исследований авторов руководства.



## Глава 1

### Таксономия, биология и распространение осетровых Азово-Черноморского и Каспийского бассейнов

#### 1.1 ВВЕДЕНИЕ

Осетровые принадлежат к типу хордовые (Chordata), классу костные рыбы (Osteichthyes), подклассу лучепёрые (Actinopterygii). В подклассе лучепёрые, группа (инфракласс) актиноптеры (Actinopteri) родственна группе кладистии (Cladistia) (многоперовые Polypteridae). В группе актиноптеры (Actinopteri), осетровые и веслоносые (хрящевые ганоиды Chondrostei) родственны новоперым (Neopterygii) (панцирные, амиевые и костистые) (Billard and Lecointre, 2002). Надотряд хрящевые ганоиды включают отряд осетрообразных (Acipenseriformes) с двумя монофилетическими семействами веслоносые (Polyodontidae) и осетровые (Acipenseridae). Семейство осетровые (Bemis, Findeis and Grande, 1997; Billard and Lecointre, 2002) содержит четыре рода (белуга *Huso*, осетр *Acipenser*, лопатонос *Scaphirhynchus* и лжелопатонос *Pseudoscaphirhynchus*).

Осетровые – древнейшее семейство пресноводных рыб, появившееся 200–250 миллионов лет назад. Они отличаются от современных костистых рыб хрящевым скелетом. Нотохорда покрыта жесткой оболочкой, которая поддерживает хрящевую структуру (Hochleithner and Gessner, 1999). Спинная хорда (струна) расположена под нотохордой. Хвостовой плавник, как правило, неравнолопастной, с продолжением спинной струны к верхней части тела.

У осетровых рыб имеется спиральный клапан в кишечнике, позволяющий увеличить поверхность всасывания питательных веществ и время переваривания пищи. Плавательный пузырь – простой и открытый (физостомный), соединяющийся с кишечником. Тело покрыто пятью рядами костных чешуек (жучек).

Из 27 семи видов отряда осетрообразных (Acipenseriformes) (см. Приложение 1), которые нерестятся в 85 реках по всему миру (Bemis and Kynard, 1997), семь видов являются эндемичными для бассейна Черного моря.

Известно, что кариотипы осетрообразных являются уникальными, по сравнению с другими рыбами (Birstein, Doukakis and DeSalle, 1999; Fontana *et al.*, 1999; Артюхин, 2008; Васильева, Куга и Чебанов, 2010). Исходя из числа хромосом можно выделить две группы видов: тетраплоидные с примерным числом хромосом  $2n = 120$  и октоплоидные с числом хромосом, близким к  $4n = 240$ . Из видов, живущих в Черном море, к первой группе относятся белуга, северяга, стерлядь, шип и атлантический осетр; русский и персидский осетры принадлежат ко второй группе.

Для осетровых характерна высокая способность к гибридизации. В естественных симпатрических популяциях, почти все виды были гибридизированы. Однако, внутривидовые или межродовые кроссы ( $2n \times 2n$  от  $4n \times 4n$ ) являются репродуктивными, в то время как интерплоидные ( $2n \times 4n$ )

и триплоидные кроссы, как правило, стерильны (с числом хромосом порядка 160–180). Это существенно, поскольку широкое использование гибридов в осетроводстве может привести к попаданию искусственно выращенных особей в естественные условия и генетическому загрязнению популяций осетровых в естественных водоемах.

## **1.2 БИОЛОГИЯ, РАСПРОСТРАНЕНИЕ И ЭКОЛОГО-БИОЛОГИЧЕСКИЕ ОСОБЕННОСТИ**

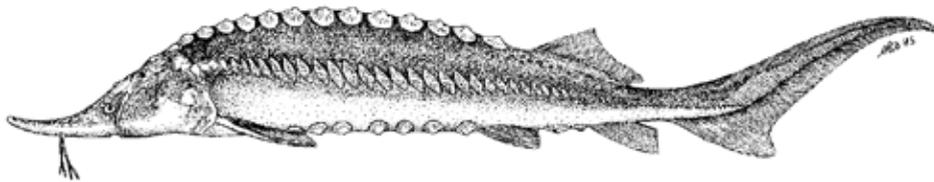
### **1.2.1 Белуга – *Huso huso* Linnaeus, 1758**

#### ***1.2.1.1 Распространение***

Белуга обитает в бассейнах Черного, Азовского, Каспийского и Адриатического морей. Естественные нерестилища белуги, до зарегулирования стока, располагались в верховьях рек на значительном (до 3000 км) удалении от моря. В Каспийском бассейне основные нерестовые реки: Волга, Урал, Кура, Терек и Сула. По р. Волга белуга поднималась до верховьев, встречаясь в реках Ока, Шексна, Кама, Сура и других притоках Волги. В Азовском бассейне по р. Кубань она поднималась до станицы Ладожской и выше; в р. Дон – до Воронежской области (Решетников, 2002). В Черноморском бассейне белуга совершала нерестовые миграции в крупные реки: Дунай (более 2000 км от устья), Днепр, Южный Буг, Днестр и Риони. Продолжительность ее весенней нерестовой миграции составляет от 50 до 80 суток.

#### ***1.2.1.2 Морфологические особенности***

Белуга, которая является одним из самых крупных представителей осетровых, имеет массивное и толстое тело (Рисунок 1).



**Рисунок 1:** Взрослая белуга каспийской популяции (рисунок М. Дантони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

У белуги рыло короткое и тупое. Рот большой, полулунной формы, нижняя губа прервана посередине. Усики уплощенные, с бахромками, достигают верхней губы. Жаберные перепонки сращены между собой и образуют складку.

В промысловых уловах на р. Волге (в 70-х годах прошлого века) средняя длина и масса самок белуги составляла 267 см и 142 кг соответственно, самцов – 221 см и 81 кг соответственно. Отмечена максимальная длина 460 см и масса – более 2000 кг. В Азовском море наибольшие размеры белуги составляли: 460 см и 750 кг. Меристические признаки белуги и других видов осетровых представлены в Таблице 1.

**Таблица 1:** Меристические признаки различных понто-каспийских видов осетровых (по Определителю СИТЕС – осетровые и веслоносы, 2001).

Виды	DF	AF	DS	LS	VS	GR	poD	poA	prA	AL	ML
<i>Huso huso</i>	48–81	22–41	9–17	28–60	7–14	17–36	0	0	0–3	185–250	500
<i>A. gueldenstaedtii</i>	27–51	16–35	5–19	21–50	6–14	15–36	0–2	1–2	1–3	100–150	200
<i>A. persicus</i>	27–51	16–35	7–19	23–50	7–13	15–31	0–2	1–2	1–2	130–200	
<i>A. stellatus</i>	40–54	22–35	9–16	26–43	9–14	24–29	0	0	1–5	128–150	220
<i>A. sturio</i>	30–50	22–33	9–16	24–40	8–15	15–29	3–9	3–5	2–6	130–220	300+
<i>A. nudiventris</i>	39–57	17–37	11–26	33–74	11–17	24–45	0	0	0–3	120–170	200+
<i>A. ruthenus</i>	32–49	16–34	11–18	56–71	10–20	11–27	0	0	1–4	30–60	100

Примечание: DF – лучи спинного плавника; AF – лучи анального плавника; DS – спинные жучки; LS – боковые жучки; VS – брюшные жучки; GR – жаберные дуги; poD – пластинки между спинным и хвостовым плавниками; poA – пластинки между анальным и хвостовым плавниками; prA – пластинки между анусом и анальным плавником; AL – средняя длина (см); ML – максимальная длина (см).

Спина азовского подвида белуги имеет светло-серую окраску, в то время как у черноморского подвида наблюдается еще более темная окраска. Бока у белуги - белого цвета.

### 1.2.1.3 Эколого-биологические особенности

Продолжительность жизни белуги - до 100 лет. Половой зрелости она достигает позже других видов осетровых рыб: самцы в 12-14 лет, самки к 16-18 годам. Межнерестовый интервал составляет 4-5 лет. В Азовском море белуга созревает раньше, чем в других бассейнах (самцы в 10-12 лет, самки в 14-16 лет) и имеет более высокие темпы роста. (Рисунок 2).

Данный вид представлен двумя экологическими формами (расами): озимой, мигрирующей в реки в октябре-ноябре и яровой, которая мигрирует в марте-апреле. Нерест второй формы может проходить в апреле-мае, на пике паводка при температуре воды 6–12°C. Икру белуга откладывает в глубоких участках рек (от 4 до 15 м) с быстрым течением на каменистых грядках и галечных россыпях. Абсолютная плодовитость в зависимости от размеров самок колеблется от 200 000 до 8 миллионов икринок. Икринки крупные, у волжской белуги их диаметр варьирует от 3,6 до 4,3 мм, а масса - от 26 до 36 мг. Продолжительность эмбрионального периода при температуре воды 11–12°C составляет в среднем около 200 ч.

Молодь белуги массой до 3–5 г питается моллюсками, ракообразными и червями (мизидами, гаммаридами, олигохетами, полихетами и др). Взрослая белуга – хищник. В Каспийском море её основными кормовыми объектами являются вобла (*Rutilus rutilus*), судак (*Stizostedion lucioperca*), сазан (*Cyprinus carpiocarpio*), лещ (*Abramis brama*), кильки (*Engraulis encrasicolus*) и другие

рыбы, и кроме того молодь осетровых. В Черном море пищу белуги в основном составляют хамса (*Engraulis encrasicolus*) и бычки (*Gobiidae*) (Желтенкова, 1964).

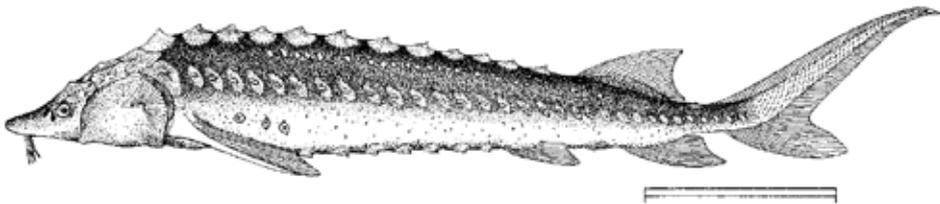


**Рисунок 2:** Взрослая азовская белуга из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.

## 1.2.2 Русский осетр – *Acipenser gueldenstaedtii* Brandt & Ratzeburg, 1833

### 1.2.2.1 Распространение

Русский осетр – один из наиболее многочисленных представителей рода *Acipenser* – населяет бассейны Черного, Азовского и Каспийского морей с впадающими в них крупными реками, образуя отдельные локальные стада (**Рисунок 3**). Основная нерестовая река Волга, а также ее притоки: Шексна, Ока, Ветлуга, Кама, Вишера. По р. Урал поднимался до Оренбурга. Из Каспия русский осетр заходил в небольшом количестве также в реки Терек, Сулак и Самур. Из Черного моря он входил в реки Дунай и Днепр, в незначительном количестве в Риони, Мзымту, Псоу и другие реки. По р. Днепр поднимался до г. Могилев и изредка до Дорогобужа. В прошлом, он входил в турецкие воды, в первую очередь в западной части страны, в р. Сакарья и некоторые другие реки (Devedjian, 1926; Edwards and Doroshov, 1989; Ustaoglu and Okumuş, 2004; Memiş, 2007).



**Рисунок 3:** Взрослый русский осетр азовской популяции (рисунок М. Дантони (M. D'Antoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

Из Азовского моря на нерест русский осетр заходит из Азовского моря в р. Дон (до г. Задонск) и в р. Кубань (выше устья р. Лаба), входя во многие притоки этих крупных рек до 300 км от устья.

### 1.2.2.2 Морфологические особенности

Следует отметить, что, по мнению Марти (Martí, 1940), азовская и западная черноморская популяции русского осетра представляют собой отдельные подвиды (*A. g. tanaicus* и *A. g. danubicus* соответственно). Черноморская популяция русского осетра по генетическим и морфометрическим признакам, находится между азовской и каспийской популяциями (Таблица 2). Основной молекулярно-генетической особенностью азовской и черноморской популяции, в отличие от каспийской, является наличие близкого к сибирскому митотипу последней. Следует отметить, что немногочисленные особи каспийского происхождения обнаружены в азовской популяции, в связи интродукцией оплодотворенной икры русского осетра из Каспийского бассейна, которая проводилась в 60-70 годы прошлого столетия (Chebanov *et al.*, 2002; Тимошкина, 2009).

**Таблица 2:** Матрица стандартных расстояний  $F_{ST}$  между популяциями русского осетра (Тимошкина, 2009).

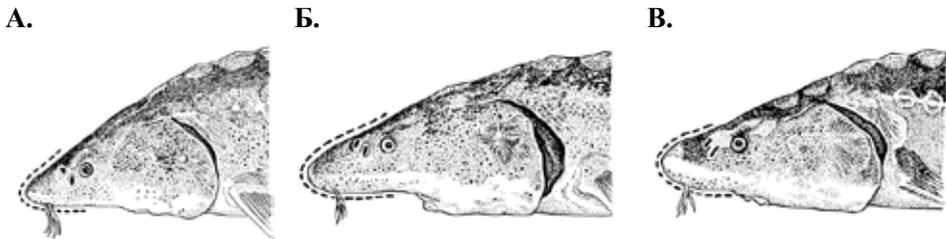
	Каспийское море	Азовское море	Черное море
Каспийское море	-	0,070	0,058
Азовское море	0,00024	-	0,043
Черное море	0,00293	0,06641	-

Многими исследователями достоверно показано, что по большинству систематически важных пластических и меристических признаков (Таблица 3), русские осетры Черного и Азовского моря достоверно отличаются от русского осетра Каспийского бассейна и что они довольно близки к персидскому осетру (*A. persicus*) (Рисунок 4 и 5).

**Таблица 3:** Сравнение морфометрических показателей отдельных популяций русского осетра (изменённая Тимошкина, 2009).

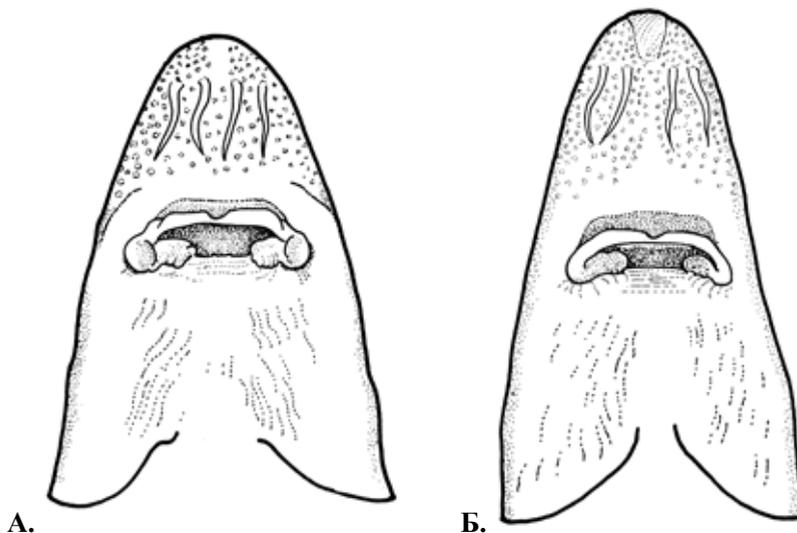
Показатель		Популяция		
		Каспийская	Азовская	Черноморская
DF	среднее значение	41,0	35,7	<b>36,3<sup>1</sup></b>
	предельное значение	33–51	27–41	<b>30–43</b>
AF	среднее значение	25,8	21,9	<b>23,9</b>
	предельное значение	21–35	16–25	<b>20–28</b>
GR	среднее значение	23,5	21,5	<b>21,8</b>
	предельное значение	19–36	15–26	<b>17–27</b>
DS	среднее значение	12,1	<b>11,9</b>	12,0
	предельное значение	9–19	5–15	9–15
LS	среднее значение	39,0	30,5	<b>34,2</b>
	предельное значение	30–50	21–36	27–38
VS	среднее значение	9,8	9,6	9,6
	предельное значение	7–14	6–11	7–12
Отношение длины головы к абсолютной длине тела (C/AL), %		18,1	16,4	17,5

**Примечание:** DF – лучи спинного плавника; AF – лучи анального плавника; DS – спинные жучки; LS – боковые жучки; VS – брюшные жучки; GR – жаберные дуги; AL – средняя длина (см); C – длина головы (см).



**Рисунок 4:** Взрослый русский осетр каспийской популяции (А); персидский осетр (Б); взрослый русский осетр азовской популяции (В) (рисунок М. Дантони (M. D'Antoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

<sup>1</sup> показатели, имеющие среднее значение при сравнении трех популяций, отмечены жирным шрифтом. Значения индексов для каспийской и черноморской популяций даны согласно Бергу (1948) и Подушке (2003).



**Рисунок 5:** Основание усиков, расположенное близко ко рту: **А**– русский осетр; **Б** – персидский осетр (рисунок М. ДАнтони (M. D'Antoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

Отличия выражаются: по числу жучек в основных рядах (DS, LS, VS), числу лучей в непарных плавниках (DF, AF) и числу тычинок на первой жаберной дуге (GR). Кроме того, между этими группами существуют значительные отличия по иммунохимическим показателям (антигенному составу сывороточных белков) и поведенческим признакам: различия в сроках анадромной миграции, нерестовых температурах и реакции предличинок на свет (положительный и отрицательный фототаксис, соответственно у каспийских и азово-черноморских особей). Также имеются морфологические различия, касающиеся формы головы и окраски тела (Подушка, 2003).

Туловище у русского осетра удлиненной, веретеновидной формы. Рыло короткое, тупое. Усики располагаются ближе к концу рыла, чем ко рту. Нижняя губа прервана. Между рядами жучек тело покрыто звездчатыми пластинками, иногда между жучками разбросаны мелкие костные пластинки. Окраска сильно варьируется. Спина, обычно, серовато-черная, бока тела серовато-коричневые, а брюхо белое.

### *1.2.2.3 Эколого-биологические особенности*

Для русского осетра характерна сложная внутривидовая структура: он имеет озимую и яровую формы, а внутри каждой из них выделяются более мелкие группы, различающиеся сроками захода в реки, размерами рыб, продолжительностью пребывания в пресной воде, сроками нереста и т.д. Половая зрелость у большинства самцов наступает в возрасте 11–13 лет, а самки достигают половой зрелости в 12–16 лет. Русский осетр азовской популяции созревает обычно на 2 года раньше, чем в других популяциях.

Средний вес зрелых самок волжского осетра 22–24 кг, азовского - 15–18 кг (Рисунок 6). Максимальный размер особей, отмеченный в Черном море: длина 236 см, масса 115 кг, в Каспийском - 215 см и 105 кг, соответственно (Vlasenko *et al.*, 1989). Продолжительность жизни русского осетра может достигать 50 лет (Цепкин и Соколов, 1970).



**Рисунок 6:** Русский осетр из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.

Нерестовая миграция осетра растянута с конца марта- начала апреля до ноября. Пик хода в реке Волга отмечается в летние месяцы (с максимумом в июле), в реках Азовского бассейна он приходится на весну и осень. Рыбы более позднего хода зимуют в реке.

Нерест ярового осетра в Каспийском бассейне происходит в середине мая-начале июня при температуре воды 8–14°C, а в Азовском бассейне - с конца апреля по конец мая при температуре 16–18°C. Нерестилища расположены на участках с гравийным или каменистым дном, на глубине от 4 до 25 м, при скорости течения 1,0–1,5 м/сек.

Плодовитость русского осетра варьирует от 50 000 до 1 165 000 икринок. При 18°C развитие продолжается около 100 часов. Личинки имеют длину от 10,5 до 12 мм и сносятся течением с нерестилищ, делая характерные свечки в толще воды. Достигнув длины чуть более 20 мм, предличинки русского осетра переходят на активное питание сначала планктоном, позднее – мелкими бентосными организмами. Взрослые рыбы после нереста также не задерживаются в реке и быстро скатываются в море. В море взрослые осетры нагуливаются, в основном, на моллюсковых полях на глубинах от 2 до 100 м. Мальки нагуливаются на глубинах от 2 до 5 м. Помимо моллюсков, русский осетр питается и мелкой рыбой: в Черном море – бычками, хамсой и шпротами; в Каспийском море – бычками и килькой (Желтенкова, 1964).

### 1.2.3 Персидский осетр – *Acipenser persicus* Borodin, 1897

#### 1.2.3.1 Распространение

Впервые, как самостоятельный вид, *A. persicus* из реки Урал был описан

Бородиным в 1897 г. (Рисунок 7), однако позднее Берг (1948) отнес его к подвиду русского осетра *A. gueldenstaedtii persicus* (Borodin) с основной областью распространения в реках Кура и Сефидруд. В реках Волга и Урал персидский осетр долгое время рассматривался как одна из внутривидовых форм русского осетра (*A. gueldenstaedtii*), так называемый «позднеяровой», или «летненерестящийся» осетр (Баранникова, 1975). Вместе с тем, последующие морфологические и физиолого-биохимические исследования (Артюхин, 2008) позволили восстановить статус персидского осетра как отдельного вида.



**Рисунок 7:** Взрослый персидский осетр каспийской популяции (рисунок М. ДАнтони (M. D'Antoni), архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

По современным представлениям персидский осетр включает два подвида: *A. persicus persicus* Borodin, 1897, встречающийся в Каспийском море и *A. persicus colchicus* Marti, 1940 - в восточной части Черного моря (Решетников, 2002).

### **1.2.3.2 Морфологические особенности**

По внешнему виду персидский осетр похож на русского осетра, от которого он отличается более вытянутым, массивным, изогнутым книзу рылом, прогонистым и низким телом, а также светлой окраской (Рисунок 8). Спина пепельно-серого или серовато-голубого цвета с синим или стальным оттенком по бокам, брюхо желтовато-белое. Нижняя губа прервана. Усики сидят ближе к концу рыла, чем ко рту (Артюхин, 2008).



**Рисунок 8:** Взрослый персидский осетр из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.

### 1.2.3.3 Эколого-биологические особенности

Персидский осетр предпочитает более теплые воды, чем белуга и русский осетр. В бассейне Каспийского моря, он обитает, в основном, в южной и средней части (реки Кура, Сефидруд, Терек, Самур и Сулак). В реки Северного Каспия (Волга, Урал) он заходит редко. В Черном море распространен в восточной части и поднимается, главным образом, в реки Кавказа (Риони, Ингури, Мзымта и Псоу) и, возможно, в реки Кизыл-Ирмак, Ешил-Ирмак в Восточной Турции (Devedijan, 1926). В отличие от русского осетра, персидский осетр идет на нерест в быстрые горные реки, но поднимается по ним относительно невысоко.

Персидский осетр крупнее русского осетра. Средняя масса тела у персидского осетра из р. Волга составляет 19 кг (самцы) и 27,8 кг (самки), в то время как масса самцов и самок русского осетра равна соответственно 11 и 18,8 кг (Артюхин, 2008). Персидский осетр имеет более высокий, по сравнению с русским, темп линейного и весового роста, что, возможно, связано с более высокими температурами в местах обитания. Так, средняя длина 15-летних самок персидского осетра составляет 132 см, самцов – 122 см; в то время как длина самцов и самок русского осетра – 123 и 113 см соответственно.

Максимальный возраст персидского осетра из р. Кура 48 лет. Его наибольшие размеры в прошлом на Каспии достигали 242 см, в настоящее время они не превышают 205–230 см. В р. Волга встречаются особи, возраст которых достигает 38 лет. Половой зрелости в р. Кура он достигает в 8 лет (самцы) и 12 лет (самки). В реках Волга и Урал персидский осетр созревает позднее: самцы в 15, а самки в 18 лет. Отличительной особенностью экологии персидского осетра является летний нерест. Так, в р. Волга он нерестится на тех же участках, что и другие проходные осетровые, однако позже (с июня по август) и при более высоких температурах воды от 16 до 22°C, чаще при 20–22°C. В реках Южного Каспия персидский осетр размножается при температуре воды 15–25°C. В р. Риони его нерест отмечался в июле при температуре воды от 17 до 23,6°C (Нинуа, 1976). Также как и русский осетр, он имеет внутривидовые экологические формы анадромных мигрантов, различающихся сроками захода в реки (озимые и яровые формы).

Плодовитость, в зависимости от размера самок, колеблется от 85 000 до 840 000 икринок. Зрелая икра имеет диаметр 3,2-3,8 мм. Выклюнувшиеся личинки не задерживаются в реке и скатываются в море, где молодь интенсивно нагуливается. В Каспийском море основные места нагула расположены в южной части. В пище взрослых особей преобладают моллюски и крабы; молодь в предустьевых пространствах потребляет гаммарид, олигохет, мизид, nereid и придонную рыбу.

## 1.2.4 Севрюга – *Acipenser stellatus* Pallas, 1771

### 1.2.4.1 Распространение

Данный **проходной** вид населяет Каспийское, Черное и Азовское моря, в Адриатическом и Эгейском морях встречается редко (Рисунок 9). Реки

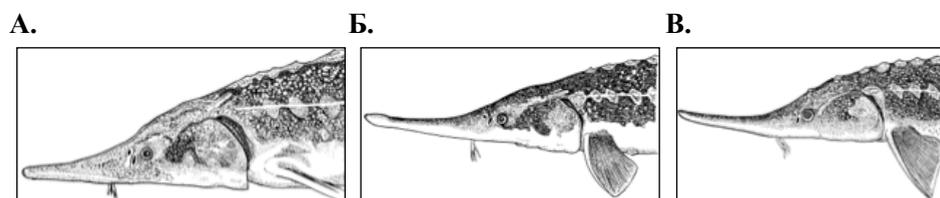
Волга, Урал, Терек, Сулак, Кура, Дунай, Дон и Кубань являются основными нерестовыми реками для севрюги. Протяженность её нерестовой миграции в р. Волга до каскада водохранилищ в г. Рыбинск, в р. Урал до г. Уральск, в р. Дон до г. Павловск, в р. Кубань до г. Армавир, в Среднем и Верхнем Дунае до г. Братислава и даже до г. Страсбург; в р. Днестр до устья р. Збрюх. Севрюга также заходила на нерест в реки Южный Буг, Днепр и Десна. Наибольшая численность и биомасса отмечается у популяции севрюги в Каспийском море.



**Рисунок 9:** Взрослая севрюга каспийской популяции (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

#### 1.2.4.2 Морфологические особенности

По сравнению с каспийским, азовский подвид отличается укороченными головой и рылом, или точнее: меньшей длиной головы и рыла (Рисунок 10), и, в то же время, более широким рылом у основания средней пары усиков. Кроме того, азовский подвид отличается более ранним созреванием и высоким темпом роста (Макаров, 1970).



**Рисунок 10:** А– Азовская севрюга; Б – Каспийская севрюга; В – Дунайская севрюга (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

От всех других видов рода *Acipenser* севрюга отличается удлинённым и уплощённым рылом, которое имеет форму кинжала. Тело удлинённое и веретенообразное. Рот маленький и поперечный. Нижняя губа мало развита и прервана посередине. Усики короткие, без бахромы, не достигают конца рыла и рта, при этом они располагаются ближе ко рту, чем к верхней части рыла. Имеет пять рядов жучек. Тело покрыто небольшими пятнами и пятью рядами костных жучек, между которыми на боках располагаются звездчатые пластинки. У севрюги обычно черновато-коричневая или серая спина и

светлые бока. Брюхо белое, брюшные жучки имеют матовую окраску. Особи, живущие в море, могут иметь более темную окраску по сравнению с речными представителями вида. (Рисунок 11).



**Рисунок 11:** Азовская севрюга из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.

#### **1.2.4.3 Эколого-биологические особенности**

В бассейне Каспийского моря зарегистрированы две различные экологические формы севрюги (Борзенко, 1942):

1. северо-каспийская форма *A. stellatus*, которая является типичной формой данного вида;
2. южно-каспийская форма *A. stellatuscyrensis*.

Иммунологические исследования показали, что северо- и южно-каспийская севрюги генетически отличаются и каждая имеет различные периоды нереста весной и зимой.

Севрюга образует озимую «осенненерестящуюся», яровую «весенненерестящуюся», и позднее-яровую «летненерестящуюся» сезонные формы. Общая продолжительность весенне-летней миграции составляет 120–130 дней. В природных условиях нерест проходит с апреля по сентябрь. Севрюга достигает половой зрелости раньше, чем другие виды семейства *Acipenseridae*, а азовская популяция данного вида становится зрелой раньше других. Как правило, самки достигают зрелости на два, три, а иногда на пять лет позже, чем самцы (Державин, 1922; Чугунов и Чугунова, 1964; Борзенко, 1942). Половой зрелости севрюга достигает в возрасте 5–6 лет (самцы) и 8–10 лет (самки). Кубанская севрюга созревает на 1–2 года раньше донской (Макаров, 1970), на 2–4 года раньше курункой и на 4–5 лет раньше волжской севрюги. Нерестилища севрюги представляют собой галечные или песчано-галечные перекаты и косы на глубине 0,5–3,5 м, со скоростью течения воды 0,5–1,3 м/с и располагаются в 240–270 км от устья реки (ниже нерестилищ белуги и русского осетра).

В 30-е гг. основной пищей для данного вида являлись ракообразные и рыба. Однако, в течение последующих лет диета севрюги претерпела значительные изменения. Значение рыбы уменьшилась, а роль червей и моллюсков, напротив, возросла, поэтому в настоящее время главными кормовыми организмами севрюги являются черви и моллюски. В реках, молодь при переходе на экзогенное питание питается бенто и бенто-нектонными организмами. Данные организмы включают гаммариды, личинки хирономид, мизиды и олигохеты. Следует отметить, что пищевые предпочтения молоди несколько отличаются в различных реках. Планктонные организмы играют важную роль в их питании только на ранних стадиях личиночного развития (Желтенкова, 1964).

Начиная с 70 гг. прошлого века пополнение запасов севрюги в бассейне Азовского моря осуществлялось только за счет искусственного воспроизводства. Объемы воспроизводства стали значительно снижаться, что явилось следствием недостатка диких производителей. Последний массовый выпуск молоди в Азовское море производился в 2007 г. из икры, полученной от маточного стада ЮФ ФСГЦР, и составил около 100000 шт. молоди, средней массой 2,0–2,5 г. В 2009 г. Южным филиалом Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства было выпущено в р. Кубань 14000 двухлеток севрюги весом 700–800 г. В 60-80 гг. прошлого века осуществлялась интродукция оплодотворенной икры каспийской севрюги на азовские осетровые рыбоводные заводы, которая впоследствии была признана неэффективной и запрещена (Chebanov *et al.*, 2002.).

## 1.2.5 Атлантический осетр – *Acipenser sturio* Linnaeus, 1758

### 1.2.5.1 Распространение

Атлантический осетр – практически исчезнувший вид, ранее обитавший у берегов Европы, в бассейнах Балтийского, Северного, Черного и Средиземного морей. В Черном море он наиболее часто встречался в восточной и юго-восточной частях (Рисунок 12).



**Рисунок 12:** Атлантический осетр (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

Нерестилища **данного вида** располагались в верховьях рек на расстоянии от 500 до 1000 км от устья (за исключением р. Риони, где нерест протекал в 130 км от устья): по р. Неман до г. Друскеник, по р. Висла до г. Кракова, пор. Сан до г. Перемышль, по р. Одер выше г. Бреславль; по р. Эльба до её притока р. Влтава, по р. Везер до слияния рек Верры и Фульды, по р. Рейн до г. Базель. Атлантический осетр обитал в реке По и её притоках и некоторых

других малых итальянских реках, впадающих в Адриатическое и Тирренское море. Он заходил на нерест: из Финского залива в р. Неву; из Ладожского озера в реки Свирь, Сясь и Волхов. В Черноморском бассейне атлантический осетр заходил в реки Дунай, Кубань, Риони и Ингури (Джвари) и реки Анатолийского побережья Турции: Кизыл-Ирмак и Ешил-Ирмак (Devedijan, 1926; Edwards and Doroshov, 1989). Единичные случаи поимки *A. sturio* отмечались у берегов Румынии, Болгарии и Украины. Как указано Розенталем и др. (Rosenthal *et al.*, 2008), в связи с гибридизацией *A. oxyrinchus* с *A. sturio*, начиная с 12<sup>го</sup> века, бассейн Балтийского моря исключен из ареала обитания *A. sturio*.

### **1.2.5.2 Морфологические особенности**

Атлантический осетр имеет тело удлиненной формы, заостренное, приподнятое кверху рыло. Нижняя губа посередине прервана. Усики без бахромы, удалены на равное расстояние от конца рыла и хрящевого свода рта. Шип грудного плавника хорошо развит. Между спинными и боковыми рядами жучек тело покрыто несколькими косыми рядами ромбовидных, густо сидящих пластинок; ниже боковых жучек звездчатые или такие же ромбовидные пластинки.

### **1.2.5.3 Эколого-биологические особенности**

Атлантический осетр является наиболее эвригалинным из всех осетровых рыб (переносит соленость до 35‰) одним из самых крупных в семействе и достигает длины 3,5 м и веса свыше 300 кг. В Черном море, начиная с третьего года жизни, растет быстрее, чем русский осетр (*A. gueldenstaedtii*), и достигает в возрасте 9–18 лет веса 12–47 кг.

Самцы Черноморской популяции достигают половой зрелости в возрасте 7–9 лет, самки в возрасте 8–14 лет (Нинуа, 1976). В реках бассейна Балтийского моря нерест проходил в июне-июле, в бассейне Черного моря (реки Дунай, Риони) в период с мая по начало июля. Плодовитость 0,2–5,7 млн. икринок. Нерестилища располагаются на каменисто-галечных грунтах с быстрым течением. Средний диаметр икринок 2,63 мм.

Интервал нерестовых температур варьирует от 7,7 до 22°C, развитие икры длится не более 12 и не менее 3 суток, соответственно. Выклюнувшиеся личинки имеют длину 9,3–11,0 мм. Рассасывание желточного мешка продолжается около двух недель, после чего, по достижении длины 16–18 мм, личинки переходят на активное питание (Нинуа, 1976). Личинки в реке питаются ракообразными и личинками насекомых, молодь в море – гаммаридами.

Молодь задерживается в реках не менее двух месяцев, а к осени скатывается в предустьевые пространства, где живет до 2–4 лет, после чего уходит в море, образуя небольшие стада в морских заливах, опресняемых реками. Передвижения совершает единичными особями или небольшими группами, образуя скопления во время нерестового хода и на местах зимовок. Взрослые рыбы питаются донными животными: червями, ракообразными, моллюсками,

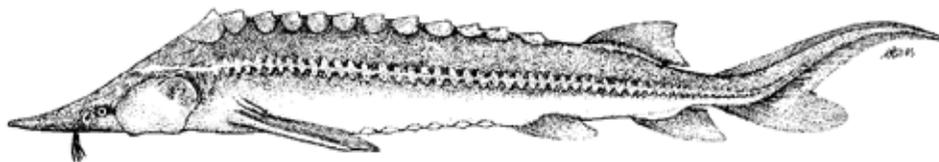
а также такой мелкой рыбой как песчанка (*Gerbilidae*) и хамса (*Engraulidae*). При этом протяженность кормовых миграций может достигать 1000 км.

В настоящее время наибольшая по численности нерестовая миграция атлантического осетра отмечена в р. Жиронда (Castelnaud *et al.*, 1991). Здесь в 1995 г. от выловленных в реке производителей было получено потомство и начато формирование маточного стада, от которого в 2008 г. была получена оплодотворенная икра (Williot *et al.*, 2009). Другие доступные данные по незрелым рыбам, входящим в р. Жиронда, показали, что вход молоди в пресную воду наблюдается после нерестовых миграций с конца июня – по конец сентября. В октябре эти рыбы возвращаются в море.

## 1.2.6 Шип – *Acipenser nudiiventris* Lovetzky, 1928

### 1.2.6.1 Распространение

Данный вид, являющийся проходным, большую часть своей жизни проводит в прибрежных участках морей (на глубине до 50 м). Он населяет Черное, Азовское, Аральское и Каспийское моря, а также оз. Балхаш, куда шип был перевезен из Аральского моря в 1933 г., и реки, впадающие в данные водоемы (Рисунок 13).



**Рисунок 13:** Шип (рисунок М. ДАнтони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

В бассейне Каспийского моря шип был наиболее широко представлен в реках Кура, Урал и Сефидруд. В бассейне Черного моря шип поднимался для размножения в р. Дунай выше г. Будапешт и встречался в её притоках. Единичные особи шипа встречались в реках Днепр и Риони. В бассейне Азовского моря шип встречался в р. Кубань в тех же местах, где и русский осетр, и в р. Лаба (приток р. Кубань). Отдельные особи шипа отмечались также в р. Дон.

### 1.2.6.2 Морфологические особенности

Наиболее важным диагностическим признаком шипа является сплошная, непрерывная посредине, нижняя губа. Усики бахромчатые. Первая спинная жучка наиболее крупная.

Данный вид достигает длины 2,0 м и более (Рисунок 14). Средняя масса

производителей шипа составляет: 17,7 и 21,9 кг (самки и самцы соответственно). Гаметосоматический индекс самок шипа составляет в среднем 18,4%.



**Рисунок 14:** Шип из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.

### *1.2.6.3 Эколого-биологические особенности*

Шип – преимущественно донная рыба, большую часть жизни проводит в прибрежных участках морей (на глубине до 50 м), предпочитая участки с илистым грунтом. Пребывание шипа в реке во время нерестовой миграции длится от двух до десяти месяцев. Шип имел, наряду с проходными формами, также «туводные» популяции, не покидающие рек (например, куринская популяция), аналогично ряду видов осетровых, встречающихся в сибирских, дальневосточных и северо-американских реках.

Популяциям шипа присуща специфическая особенность его экологии, не отмеченная у других проходных осетровых, – строгая привязанность к горным рекам с сильной извилистостью русел и наличием «ям», перекатов и высокой концентрацией взвеси в воде, особенно, в период паводков.

Часть молоди шипа остается в реке до двух-четырех летнего возраста, другая часть скатывается в море в первый год жизни (Решетников, 2002). Сроки нерестовых миграций шипа в различных реках неодинаковы. В р. Кура шип заходит в течение всего года, но в целом прослеживаются два пика: главный в марте-апреле, и менее ясно выраженный в октябре-ноябре. Ход шипа в р. Урал наблюдается с начала апреля до середины мая.

В бассейне Аральского моря до экологической катастрофы существовала озимая форма шипа, которая сохранила тип нерестовой миграции (Williot *et al.*, 2002). После интродукции этого вида из Аральского моря в озеро Балхаш и р. Или (до катастрофы), шип сохранил зимнюю миграцию (миграция из озера Балхаш происходит только осенью).

Размножение шипа в Азово-Черноморском бассейне проходит в мае-июне при температуре 12–17°C на галечном дне.

Плодовитость шипа составляет от 280000 до 1000000 икринок. Для шипа характерна самая высокая среди осетровых, относительная плодовитость, что связано с низкой выживаемостью потомства, обитающего в реке более

продолжительное время. Зрелая икра имеет диаметр около 3 мм. Икра шипа - клейкая, прилипает к гальке, на которой и происходит её развитие. Продолжительность развития икры при температуре 17–19°C составляет 5 сут. (Решетников, 2002).

Некоторые из вылупившихся личинок скатываются в море, остальные остаются на нерестилищах в течение нескольких месяцев или даже лет. Длина 10-ти дневных личинок с рассосавшимся желтком составляет 15,5–17,2 мм, а 30-ти дневных – 24,6–37,2 мм.

В море, взрослые особи шипа питаются различными донными рыбами, предпочитая бычков. Отдельные особи, остающиеся в реке, питаются ракообразными и моллюсками. Хируномиды и бокоплавы (гаммариды) имеют меньшее значение в их питании.

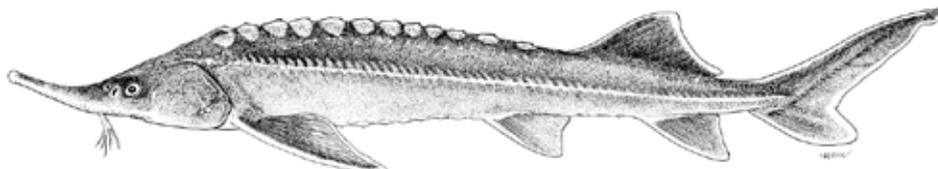
## 1.2.7 Стерлядь – *Acipenser ruthenus* Linnaeus, 1758

### 1.2.7.1 Распространение

Стерлядь населяет реки бассейнов Черного, Каспийского и Балтийского морей. Встречается также в реках Северная Двина, Обь и Енисей. Самыми многочисленными являются волжские и камские популяции стерляди. Ранее она обитала в р. Днепр до г. Могилев и его притоках: реках Припять, Десна и Тетерев. Она также обитала в р. Днестр и встречалась в р. Южный Буг и Днепровском лимане. В настоящее время в реках Днепр и Южный Буг стерлядь встречается очень редко, но возможно, сохранилась в р. Днестр выше плотины Дубоссарской ГЭС. В р. Дон она водилась в среднем и нижнем течении и притоках Дона: Донец, Оскол, Медведица и Хопр. Стерлядь часто встречалась в Таганрогском заливе. В р. Кубань она всегда была редкой рыбой. Многочисленные популяции стерляди обитают в нижнем течении р. Дунай до г. Вены. Единичные экземпляры были также отмечены в устье р. Риони (Решетников, 2002).

### 1.2.7.2 Морфологические особенности

Основными признаками, отличающими стерлядь от большинства других видов рода, являются большое количество боковых жучек (свыше 50) и бахромчатые усики. От шипа, (также имеющего свыше 50 боковых жучек и бахромчатые усики) стерлядь отличается прерванной нижней губой (Рисунок 15).



**Рисунок 15:** Дунайская стерлядь (рисунок М.Д.Антони (M. DAntoni), Архив оригинальных научных иллюстраций ФАО).

Стерлядь - самый малорослый вид в семействе осетровых, её максимальная длина 70–90 см, а вес – 2–4 кг (Рисунок 16). Продолжительность жизни достигает 20 и более лет.



**Рисунок 16:** Стерлядь из маточного стада Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия.

### *1.2.7.3 Эколого-биологические особенности*

Возраст полового созревания стерляди, также как и скорость ее роста, связан с климатическими условиями района обитания и в южных реках составляет у самцов 3–6 (чаще 4–5) лет, а у самок - 4–9 (чаще 6–8) лет.

Начало нереста стерляди зависит от температуры воды (7,5–10,0°C), нерест продолжается до температуры 15–16°C. Нерест в реках Волга и Кама проходит с мая до начала июня, совпадая с пиком паводка.

Абсолютная плодовитость стерляди колеблется в широких пределах – от 4000 до 140000 икринок. Икрометание у молодых особей бывает ежегодно, а в старшем возрасте – через два года; однако межнерестовые интервалы могут иметь различную продолжительность в зависимости от экологических условий обитания. Икринки стерляди - клейкие, их диаметр составляет 1,9–2,0 мм. Инкубационный период длится 6–11 суток. Желточный мешок у личинок рассасывается через 6–10 суток после выклева. В возрасте 30 суток мальки достигают длины 3–4 см, а сеголетки в сентябре - 8–15 см.

После нереста стерлядь уходит в пойменные заливные участки (небольшие озера), в воложки, старицы, к берегам рек, а по мере спада паводковых вод, стерлядь вновь входит в русла рек. Взрослые особи питаются преимущественно личинками хирономид, мелкими моллюсками и другими беспозвоночными (мизиды, гаммариды). К середине лета пища молоди мало отличается от питания взрослых рыб.

С 1998 г. в Азово-Кубанском бассейне реализуется программа реакклиматизации стерляди, в рамках которой за прошедшие годы в Краснодарское водохранилище, а также реки Кубань и Протока было выпущено

---

около 10 млн. шт. молоди этого вида, выращенной из икры, полученной от маточного стада ЮФ ФСГЦР. При этом уже в 2001 году в приплотинном участке Краснодарского водохранилища была поймана самка стерляди длиной 92 см и массой 5,6 кг с гонадами в IV стадии зрелости. Установлено также, что самцы стерляди созревают в Краснодарском водохранилище в возрасте двух лет, а самки – четырех лет, что свидетельствует о высоком темпе роста и раннем половом созревании.



## Глава 2

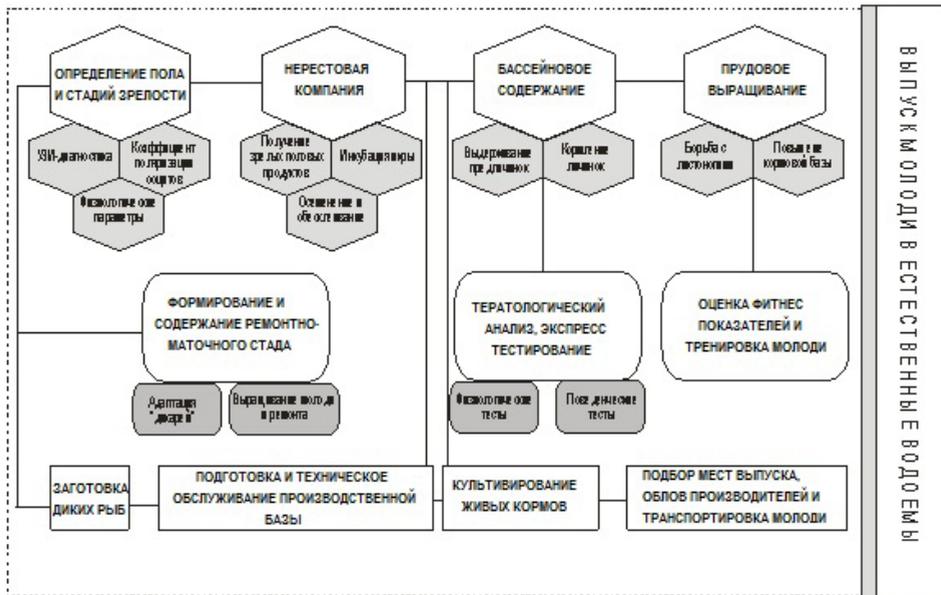
### Особенности проектирования предприятий по воспроизводству осетровых рыб

#### 2.1 ОСНОВНЫЕ ТРЕБОВАНИЯ К ПРОЕКТИРОВАНИЮ ПРЕДПРИЯТИЙ ПО ВОСПРОИЗВОДСТВУ ОСЕТРОВЫХ РЫБ

Большинство существующих в настоящее время осетровых рыбопроизводных заводов России, Азербайджана, Ирана, Казахстана и Украины были построены по типовым проектам, ориентированным на заготовку значительного (несколько тысяч штук) количества диких производителей и одновременный массовый выпуск большого количества (миллионы штук) одноразмерной и одновозрастной молоди. Эти проекты были основаны на сезонном использовании производственных площадей и не предусматривали таких важных элементов современной биотехники искусственного воспроизводства, как длительное преднерестовое выдерживание производителей, прижизненное получение половых продуктов, одомашнивание (доместикацию) диких производителей и незрелых рыб, оценка адаптивных (фитнес) показателей, тренировка молоди для выживания в естественных условиях, растянутый по времени выпуск разноразмерной молоди осетровых и др. (см. Главы 8-10).

При проектировании осетровых рыбозаводных предприятий необходимо ориентироваться, в первую очередь, на использование сформированных маточных стад, с возможностью регулирования полового цикла производителей для увеличения продолжительности сроков получения икры и выпуска молоди в естественные водоемы. Проектирование рыбозаводного завода должно осуществляться с учетом технологической схемы его работы, включающей ряд основных и вспомогательных биотехнических процессов, а также мероприятия по тестированию молоди (Рисунок 17), таких как:

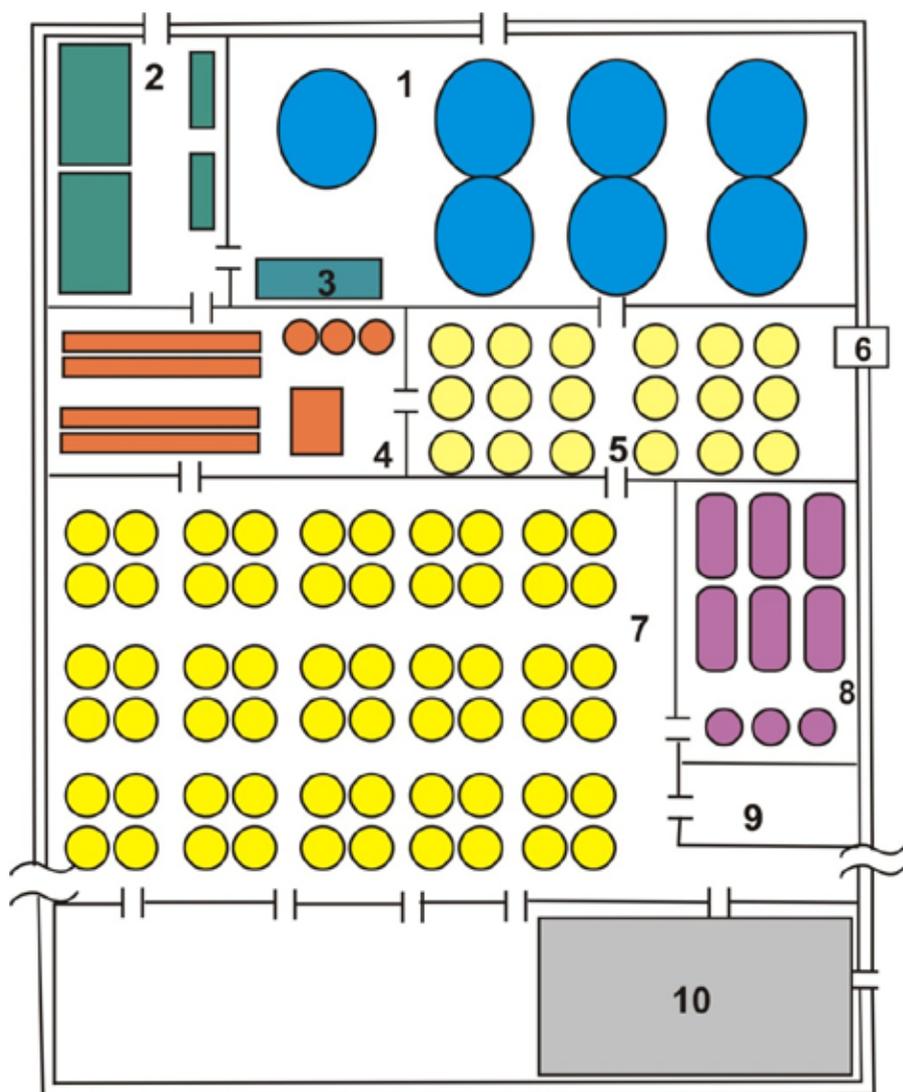
- заготовка производителей;
- транспортировка производителей от мест заготовки до предприятия;
- преднерестовое выдерживание производителей, в том числе длительное;
- гонадотропная инъекция производителей и получение зрелых половых продуктов;
- оплодотворение и обесклеивание икры;
- инкубация икры;
- выдерживание предличинок и подращивание личинок в бассейнах и лотках;
- выращивание молоди в выростных прудах;
- сброс воды из прудов, выпуск и учет молоди, выпуск ее в естественные водоемы;
- разведение живых кормов (дафний *Daphnia magna*, артемий *Artemia sp.*, олигохет *Enchytraeus Albidus*).



**Рисунок 17:** Технологическая схема работы воспроизводственного предприятия.

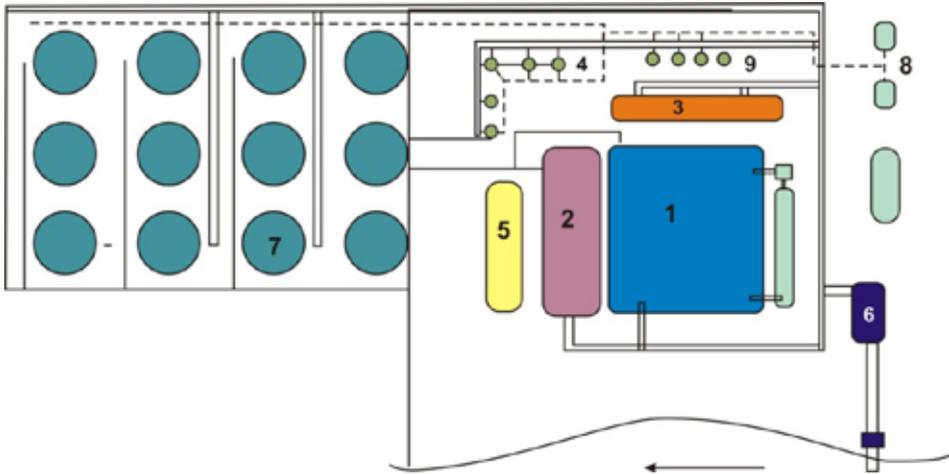
## 2.2 УСОВЕРШЕНСТВОВАНИЕ ТЕХНОЛОГИЧЕСКОЙ СХЕМА РАБОТЫ ОСЕТРОВОГО ЗАВОДА

В современных условиях, при проектировании осетровых рыбоводных заводов необходимо учитывать резкое сокращение численности диких производителей. В связи с этим предложены модернизированные схемы осетровых заводов (Рисунок 18) для их размещения в приморских участках, ориентированные на адаптацию диких производителей к условиям искусственного содержания, формирования и эксплуатации собственных ремонтно-маточных стад (Козола, 2004).



**Рисунок 18:** Схема специализированного осетрового завода (Коккоза, 2004): 1 - цех накопления и длительного содержания производителей; 2 - бассейновый участок для адаптации доставленных с мест вылова производителей и получения от них зрелых половых продуктов; 3 - компактные установки для регуляции температуры воды в бассейнах; 4 - инкубационный цех с замкнутой системой водоснабжения и регулируемым температурным режимом; 5 - участок для перевода личинок на экзогенное питание; 6 - климат-контроль для охлаждения и подогрева воздуха в помещениях и опосредованно воды в бассейнах; 7 - бассейновый цех для выращивания стандартной молоди осетровых с управляемым режимом водной среды; 8 - участок получения живого корма; 9 - лаборатория контроля производственных процессов; 10 - блок водоподготовки.

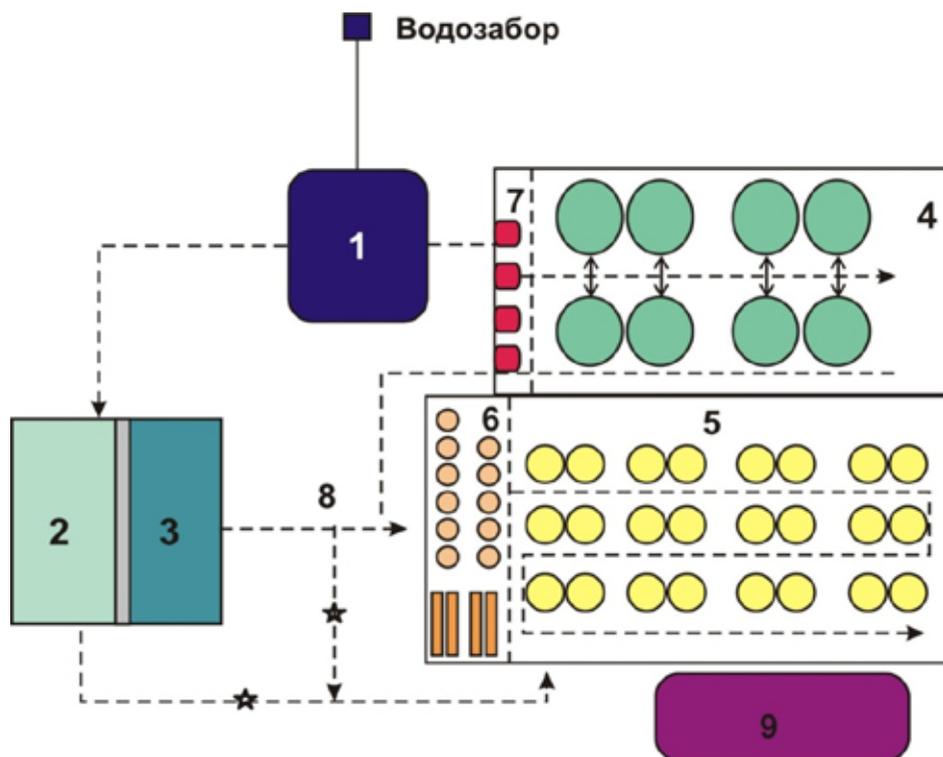
Как будет подробно показано ниже в Главе 8, существенно повысить эффективность искусственного воспроизводства осетровых можно путем изменения сроков получения половых продуктов и выращивания личинок и молоди. Для этого воспроизводственные предприятия должны быть оборудованы специализированными модулями с управляемым температурным режимом (Рисунок 19).



**Рисунок 19:** Примерная схема рыбоводного завода универсального типа:

**1** - пластиковый бассейн (15-25 м<sup>3</sup>), оборудованный системой проточного и замкнутого водоснабжения; **2** - компактная установка для управления термическим режимом воды; **3** - инкубаторы типа «Осетр»; **4** - аппараты для обесклеивания икры; **5** - операционный участок; **6** - водозаборное сооружение с блоком очистки воды; **7** - бассейновый участок (1,5-2,0 м<sup>3</sup>); **8** - система аэрации воды в бассейнах для перевода личинок на экзогенное питание.

Содержание маточного стада и выращивание молоди в воде с повышенной соленостью также позволяет увеличить эффективность воспроизводства. При этом, осетровый завод может размещаться в прибрежной зоне (Рисунок 20).



**Рисунок 20:** Схема морского ОРЗ берегового типа (Коккоза, 2004): 1 - насосная станция; 2 - накопитель пресной воды; 3 - накопитель морской воды; 4 - цех работы с производителями в замкнутом режиме водоснабжения; 5 - бассейновый участок для доращивания личинок и мальков в пресной воде и молоди в режиме нарастающей солёности; 6 - цех инкубации оплодотворенной икры и перевода личинок на экзогенное питание; 7 - компактные агрегаты регуляции температуры воды; 8 - система водоснабжения; 9 - кормоцех.

### 2.3 ВЫБОР МЕСТА РАЗМЕЩЕНИЯ ОСЕТРОВОГО ЗАВОДА

При выборе места для строительства осетрового завода используют следующие критерии:

- характеристика источника водоснабжения (обеспеченность водой, особенно в весенне-летний период; качество воды);
- расстояние от места заготовки производителей (желательно, не более 25–30 км) во избежание продолжительной транспортировки;
- расстояние до близлежащих населенных пунктов и состояние инфраструктуры (дорожная сеть, каналы);
- расстояние до источника энергоснабжения (возможные трассы для ЛЭП, газоснабжение);

- расстояние до места выпуска молоди (желательно, не более 15–18 км);
- уровень грунтовых вод (не должен препятствовать полному спуску и осушению ложа прудов) (Рисунок 21).



**Рисунок 21:** Донской осетровый завод (бассейн Азовского моря) (изображение получено в 2010 г. с использованием программы Google Earth).

Площадь участка определяют исходя из типа рыбоводного предприятия и его мощности, которую рассчитывают на основе планируемых объемов выпуска молоди, с учетом температурного режима региона и экологических требований выращиваемых видов осетровых, определяющих возможности использования производственных мощностей в несколько этапов (Рисунок 22).



**Рисунок 22:** Бертульский осетровый завод (бассейн Каспийского моря) (изображение получено в 2010 г. с использованием программы GoogleEarth).

## 2.4 СТРУКТУРА ЗАВОДА

В проект осетрового рыбоводного завода необходимо включать следующие обязательные элементы (Рисунок 23):

- участок преднерестового выдерживания, в том числе длительного выдерживания производителей (ЦДВП) при низких температурах (с системой рециркуляции воды);
- инкубационный цех для получения и инкубации икры;
- бассейновый цех (для подращивания личинок и молоди в бассейнах и лотках);
- цех производства живых кормов;
- лабораторные, складские и подсобные помещения (офисы и т.д.);
- участок содержания ремонтно-маточного стада с кормокухней;
- участок адаптации диких производителей к условиям искусственного содержания;
- транспортный цех.



**Рисунок 23:** Схема осетрового завода (Иран) (А – Шахид Раджеи; Б – Шахид Марджани): 1– пруды для выращивания молоди; 2 – участок содержания ремонтно-маточного стада; 3 – участок содержания младшего ремонта и адаптации диких производителей; 4 – бассейны для выращивания дафнии (*Daphnia*) и артемии (*Artemia*); 5 – бассейновый участок для выдерживания предличинок и подращивания личинок; 6 – садки и бассейны для преднерестового содержания производителей; 7 – инкубационный цех; 8 – цех длительного выдерживания производителей; 9 – олигохетник; 10 – административное здание; 11 – складские помещения, транспортный цех.

При строительстве воспроизводственных предприятий необходимо предусмотреть водоочистные сооружения (систему отстойников, песчано-гравийные фильтры) для очистки воды (удаление взвесей и предотвращения попадания дикой рыбы и инвазионных стадий паразитов рыб). Водоснабжение инкубационного и бассейнового цехов должно осуществляться только через пруд-отстойник, а механическая подача воды на производственные участки через отстойники и сетчатые сооружения.

Площадь, форму и глубину прудов определяют в соответствии с рыбоводными требованиями. Спланированное ложе и коллекторная сеть должны обеспечивать быстрое (1–2 сут.) заполнение и сброс воды из прудов.

#### **2.4.1 Участок преднерестового выдерживания производителей**

Для преднерестового выдерживания производителей в проект включают проточные водоемы, имитирующие экологические условия естественных нерестилищ осетровых (субстрат, скорость течения). Существует два основных типа водоемов преднерестового содержания: конструкции Б.Н. Казанского и “куринского” типа.

##### ***2.4.1.1 Береговое отсадочное хозяйство конструкции Казанского***

Хозяйство состоит из земляных прудов для длительного содержания производителей и расположенного вблизи комплекса бетонных бассейнов, предназначенных для кратковременного содержания рыб после гормонального стимулирования. Земляной пруд имеет общую длину 130 м и состоит из двух частей: основной расширенной (100 м) части, имеющей глубину 2,5 м, и суженной (30 м) более мелкой части (0,5–1,0 м), в которой создают условия, имитирующие подход к нерестовому плесу (большая скорость потока воды и выложенное галькой дно) (Мишельштейн, 1982). Самок и самцов содержат раздельно в прудах, при этом пруд для самцов может иметь меньшую длину (120 м) и не иметь суженной части. Расход воды в прудах устанавливают в начале периода содержания на уровне 30–40 л/с, в конце преднерестового выдерживания он может быть увеличен до 300 л/с.

##### ***2.4.1.2 Садковое хозяйство куринского типа***

Хозяйство этого типа представляет собой земляной пруд размером 100×12 м, разделенный на три отсека бетонными перегородками с проемами. Дно всех отсеков покрыто галькой, а откосы выложены булыжником. Перевезенных с мест заготовки самок и самцов высаживают вместе в первый отсек, имеющий длину 60 м и глубину 2,5 м. Норма посадки производителей в эту секцию – 50–70 шт. С наступлением нерестовых температур самок переводят во второй отсек, длина которого 30 м, а глубина 1,0–1,5 м. Третий отсек (длина 10 м, глубина до 1 м) предназначен для содержания рыб после гормонального стимулирования. В этом отсеке имеется двойная водоподача (трубопровод и флейта) и самостоятельный сброс воды. Полный водообмен осуществляется за 15 минут при постоянном расходе воды 30–40 л/с. Как правило, третий отсек закрывают навесом.

Модернизированный вариант садка (пруда) куринского типа представляет собой комплекс, состоящий из описанных выше прудов и трех спаренных бетонных овальных бассейнов, которые примыкают к суженной головной части пруда (Рисунок 24).



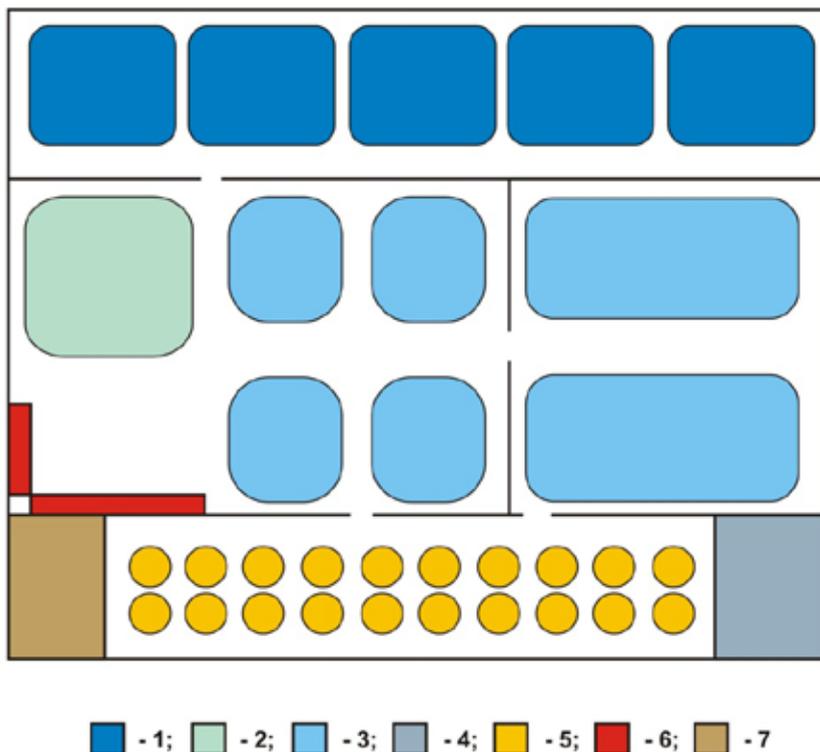
**Рисунок 24:** Садок куринского типа.

Средний бассейн предназначен для предварительного выдерживания производителей в течение 2–3 суток перед гормональной инъекцией, а два других бассейна – для раздельного содержания самок и самцов после инъекции. Водоподача и сброс в бассейнах осуществляются независимо.

#### **2.4.2 Цех длительного выдерживания производителей при низких температурах**

Цех длительного выдерживания производителей (ЦДВП) при низких температурах позволяет работать с производителями по непрерывному графику круглогодично, с терморегуляцией воды, обеспечивая повторные циклы выращивания молоди на тех же площадях в течение одного сезона.

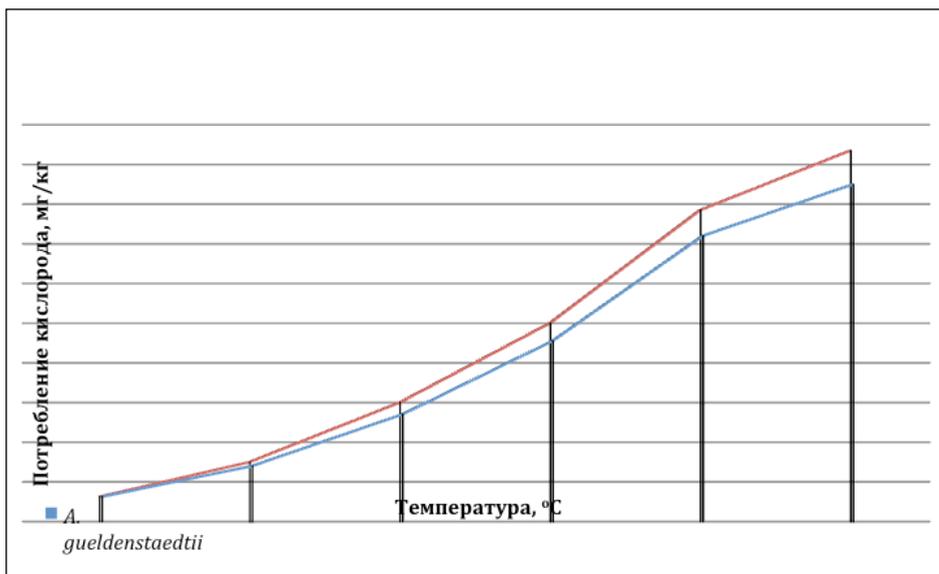
ЦДВП представляет собой одноэтажное здание, включающее три основных отделения: зал(ы) с бассейнами для выдерживания производителей, машинный зал и диспетчерская. Бассейны для выдерживания производителей изготавливаются из железобетона, они имеют круглую или прямоугольную форму с закругленными краями; их площадь 30–50 м<sup>2</sup>, глубина 2 м. Внутреннюю поверхность бассейнов облицовывают плиткой или прочным гидроизолирующим материалом. В машинном зале размещают холодильные установки, насосы оборотного водоснабжения, фильтры, оксигенаторы и другое оборудование. В диспетчерской устанавливают регулирующую аппаратуру, контрольно-измерительные приборы и лабораторное оборудование (Рисунок 25).



**Рисунок 25:** Схема цеха с системой терморегуляции воды: 1 – бассейны со свежей водой; 2 – бассейн для преднерестового содержания производителей; 3 – бассейны с охлажденной водой; 4 – нагнетатель воздуха (оксигенатор); 5 – бассейны для выращивания молоди; 6 – нерестовые и инкубационные площади; 7 – блок механической очистки воды и терморегулятор.

Первоначальное заполнение и подпитку бассейнов целесообразно осуществлять водой из артезианской скважины, температура которой ниже температуры воды в поверхностных водоемах. При проектировании необходимо предусмотреть круглогодичное (в т.ч. в зимний период) водообеспечение ЦДВП для работы с озимыми формами осетровых.

В цехах длительного выдерживания производителей целесообразно использовать оборотную (рециркуляционную) систему водоснабжения. При этом после выхода из бассейнов вода поступает в проточную фильтровальную установку, в качестве загрузки которой рекомендуется использовать цеолит, который не только эффективен для механической фильтрации, но и является прекрасным сорбентом биологических загрязнений. После очистки и корректировки температуры, воду перед подачей в бассейны насыщают кислородом в соответствии с интенсивностью его потребления производителями при различных температурах (Рисунок 26).

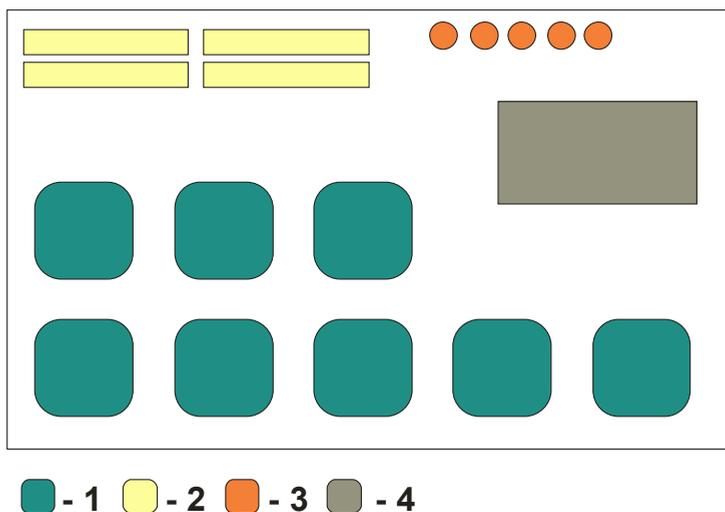


**Рисунок 26:** График интенсивности потребления кислорода производителями осетровых при различных температурах (Казанский, 1975).

Помимо бассейнов для содержания производителей, ЦДВП должен быть оборудован инкубационными аппаратами и бассейновым участком для кратковременного содержания вылупившихся предличинок и адаптации их к температурным условиям внешней среды. Водоподача на этот участок должна производиться через бактерицидные УФ установки.

#### 2.4.3 Инкубационный цех

Инкубационный цех включает: помещение с инкубационными аппаратами, оборудованное системой подачи и удаления воды, емкость для запаса воды на 20 мин работы цеха, системы отопления и вентиляции цеха, лабораторию и помещение для дежурной смены (Рисунок 27). Освещение в инкубационном цехе должно быть неярым, так как прямой свет оказывает вредное воздействие на развитие зародышей осетровых. Инкубационный и бассейновый цеха должны иметь как прямооточный, так и рециркуляционный участки, оборудованные устройствами терморегуляции, дегазации, оксигенации и УФ-бактерицидной обработки воды.



**Рисунок 27:** Типовая схема инкубационного цеха: 1 – бассейны для выдерживания производителей после гормональной стимуляции; 2 – инкубационные аппараты; 3 – аппараты для обесклеивания икры; 4 – место для проведения операций по получению зрелых половых продуктов.

Проектирование инкубационного цеха должно производиться в соответствии с выбранным типом инкубационных аппаратов.

#### 2.4.4 Прудовый участок

Пруды для выращивания молоди осетровых должны иметь прямоугольную форму с соотношением сторон 1:2 или 1:3. Площадь прудов составляет 1–4 га, максимальная глубина - 2,5 м; ложе должно иметь небольшой уклон. Водоподающая сеть прудового участка состоит из магистрального канала и боковых ответвлений, подходящих к каждому пруду. Гидротехнические сооружения прудов должны обеспечивать наполнение каждого пруда водой и ее сброс в течение 1–2 суток.

#### 2.4.5 Цех производства живых кормов

Цех производства живых кормов включает бассейновый участок по разведению и выращиванию дафнии и артемии, а также помещение для выращивания олигохет и кормокухню.

Для разведения и выращивания дафнии (*Daphnia*) и артемии (*Artemia*) необходимы бетонные прямоугольные бассейны размером 12,0 × 3,0 × 0,7 м. Водоснабжение каждого бассейна обособленное, вода подается с одной торцевой стороны бассейна, а сбрасывается с противоположной. Дно бассейнов ровное, с небольшим уклоном. Для выращивания олигохет оборудуют специальное, изолированное от естественного света помещение, в котором обеспечивают постоянные температуру и влажность воздуха. Размер

помещения определяют исходя из производственной мощности предприятия и потребности в живых кормах. Цех живых кормов должен располагаться в непосредственной близости от бассейнового участка.

#### **2.4.6 Участок адаптации диких производителей к условиям искусственного содержания**

Для адаптации диких производителей к условиям искусственного содержания может использоваться как отдельный участок, так и часть ЦДВП. Второй вариант более предпочтителен, в связи с тем, что позволяет проводить адаптацию диких рыб при пониженных температурах воды. Независимо от выбранной схемы, на участке должны быть обеспечены условия минимального стрессового воздействия на рыбу, а также возможность, как полного затемнения, так и обеспечения естественного светового режима.

#### **2.4.7 Участок формирования ремонтно-маточного стада**

Для содержания ремонтно-маточного стада в проект воспроизводственного предприятия включают участок с проточными бетонными садками небольшой глубины (0,5–0,7 м) площадью 15–40 м<sup>2</sup> для молоди, а также бетонными или земляными прудами площадью 100–500 м<sup>2</sup> для старших возрастных групп и производителей. В том случае если планируется использовать земляные пруды, их откосы должны быть укреплены бетонными плитами, а дно выстлано специальной пленкой (геомембраной) (Рисунок 28).



**Рисунок 28:** Земляные пруды с покрытием ложа геомембраной.

Помимо бетонных садков, на участке должны быть установлены пластиковые бассейны для проведения лечебных и профилактических мероприятий, а также отдельные садки для карантинного выдерживания, расположенные отдельно от остальных. Въезд на участок обязательно должен быть оборудован постоянно действующим дезинфицирующим барьером. Участок содержания ремонтно-маточного стада должен иметь круглогодичное независимое водоснабжение.

## **2.5 ВОДОСНАБЖЕНИЕ ПРЕДПРИЯТИЯ**

Водоснабжение предприятия может быть самотечным или механическим. При механическом водоснабжении время работы насосных станций следует принимать из расчета 20 часов в сутки (в среднем). При этом водоснабжение каждого производственного участка должно быть независимым. Водохозяйственные расчеты проводят с целью определения потребности воспроизводственного предприятия в воде и установления расчетных расходов водозаборных сооружений, а также каналов, водоподающей и сбросной сети. При проведении расчетов учитывают: площадь и объем прудов, бассейнов и других объектов водопотребления, потребность в водообмене, климатическую характеристику района строительства (осадки, потери на испарение и фильтрацию), гидрогеологические данные (сезонные вариации уровня и температуры подземных вод).

## **2.6 ТРЕБОВАНИЯ К КАЧЕСТВУ ВОДЫ ДЛЯ ОСЕТРОВЫХ ЗАВОДОВ**

Вода, поступающая на осетровые заводы, не должна содержать вредных веществ и примесей в количествах, превышающие установленные показатели (Таблица 4), и отвечать требованиям, предъявляемым к физико-химическим характеристикам воды при разведении и выращивании осетровых.

**Таблица 4:** Требования к качеству воды при разведении и выращивании осетровых рыб.

Показатели	ПДК
Прозрачность	30 см
Цветность	30°
pH	7,0-8,0
Углекислота свободная (CO <sub>2</sub> )	10,0 мг/л
Кислород растворенный	4,0 мг/л
Окисляемость перманганатная	10,0 мгO <sub>2</sub> /л
Сероводород	0,002 мг/л
Кальций	180 мг/л <sup>1</sup>
Магний	40 мг/л
Кадмий	0,003 мг/л
Железо	0,01 мг/л
Свинец	0,003 мг/л
Цинк	0,03 мг/л
Натрий + Калий	120 + 50 мг/л
Хлориды	30 мг/л
Сульфаты	50 мг/л
Фосфаты	0,3 мг/л
Гидрокарбонаты (щелочность)	7,0-8,0 мг экв/л 1,0 -5,0 ммоль/л
Аммиак (NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> )	0,5 мг/л
Азот аммиака (NH <sub>3</sub> )	0,003 мг/л
Азот нитритов	0,1 мг/л (мягкая вода) 0,2 мг/л (жесткая вода)
Азот нитратов	1,0 мг/л
Жесткость общая	6,0-8,0 мг/л
Биохимическая потребность в кислороде (БПК5)	2,0 мгO <sub>2</sub> /л
Взвешенные вещества	10,0 мг/л

<sup>1</sup>предельная концентрация, оптимальная концентрация Ca<sup>++</sup> для осеменения и инкубации икры – 6–8 мг/л.

## 2.7 РЕКОМЕНДАЦИИ ПО УЛУЧШЕНИЮ СТРУКТУРЫ СУЩЕСТВУЮЩИХ ОСЕТРОВЫХ ЗАВОДОВ

При реконструкции существующих и строительстве новых осетровых заводов следует предусматривать новую логику технологической схемы и соответствующие изменения инфраструктуры заводов, позволяющие:

- сохранить видовое и внутривидовое биологическое разнообразие диких осетровых рыб;
- снизить влияние стресса на молодь и производителей (за счёт низких плотностей посадки, естественного фотопериода и других факторов, позволяющих существенно сократить необходимость использования медикаментов в биотехнике выращивания);
- более эффективно подготовить выращенную молодь к выпуску в естественные водоёмы (повышение плавательной активности, адаптивных реакций на свет, звук и т.д.);
- оценивать способность молоди к выживанию в естественных водоёмах, используя систему полифункциональных оценок (поведенческая оценка качества молоди);
- осуществлять массовое мечение выпускаемой молоди серийными метками, с минимальным стрессовым воздействием.

Будущее направление усовершенствования технологии среди других элементов должно будет включать изменение методов управления созреванием без использования экзогенных гормональных средств стимуляции, т.е. разработки экологических методов имитации естественного размножения в управляемых условиях заводов, а также инкубацию икры в приклеенном состоянии (избегая обесклеивания и активного перемешивания в эмбриональном состоянии). Некоторые шаги в этом направлении предприняты путем разработки управляемого искусственного нерестилища с обеспечением оптимальных экологических условий псевдомиграции производителей, возможностей ежегодной очистки нерестового субстрата и выращивания личинки (см. Приложение II).

## Глава 3

### Отлов и транспортировка диких производителей

#### 3.1 МЕСТА И СРОКИ ЗАГОТОВКИ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

Начало работ по заготовке производителей определяется сроками подхода их к устьевой зоне. Заготовка производителей должна охватывать весь период нерестовых миграций и включать все внутривидовые группы (осенние, яровые и т.д.). Отлов производителей производят в предустьевом участке моря с помощью ставных неводов и в устьевых участках, а также в реках в период анадромных миграций из уловов закидных неводов.

#### 3.2 ОТЛОВ И ТРАНСПОРТИРОВКА ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

Из неводов рыб переносят специальным сачком (рукавом) в малые рыбоводные водаки, в которых их перевозят к живорыбному судну или местам погрузки в автотранспорт. При транспортировке производителей в специальных живорыбных судах «прорезях» (с многочисленными отверстиями) (Рисунок 29) или рыбоводных судах время в пути не должно превышать одних суток, при транспортировке живорыбным транспортом – 6 часов.



**Рисунок 29:** Специальное живорыбное судно «прорезь» с многочисленными отверстиями, обеспечивающими водообмен между рекой и судном, и буксировочное судно.

Емкости для перевозки производителей должны быть тщательно промыты, и продезинфицированы. Во избежание травмирования рыб, на их внутренней поверхности должны быть устранены все дефекты. Выгрузка производителей осетровых рыб осуществляется с помощью подъемного устройства (кран, лебедка) в брезентовых емкостях с водой.

### 3.3 МЕЧЕНИЕ ДИКИХ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

Производители разных сроков нерестового хода характеризуются различным трофоплазматическим запасом, стадией функциональной зрелости и готовностью к гонадотропным инъекциям. В связи с этим, необходимо проводить мечение рыб внутренними (желательно ПИТ-метками) или внешними метками (в качестве дополнительных меток, если используются внутренние метки). Соответствующая информации должна включать: место (река/море) и сроки заготовки, с выделением групп: раннего хода, середины (массовый ход) и конца анадромной миграции. Отсутствие данных по срокам заготовки может привести к неправильному выбору режима преднерестового выдерживания и, как следствие, к снижению числа созревших самок, высокой смертности полученных личинок и молоди. Данные мечения по местам и срокам заготовки должны быть зафиксированы.

### 3.4 ОСНОВНЫЕ РЫБОВОДНЫЕ ПОКАЗАТЕЛИ ДИКИХ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

Производители, заготовленные в естественных водоемах существенно отличаются от «домашних» рыб по ряду основных рыбоводных показателей (Таблица 5).

**Таблица 5:** Основные рыбоводные показатели диких производителей (при прижизненном получении икры).

Вид	Относительная плодовитость, тыс. шт/кг	Гамето-соматический индекс, %	Масса ооцита, г	Процент оплодотворения икры (на стадии большой желточной пробки)
Русский осетр	9,5–9,7	19,5–20,0	18,0–23,0	81,5–87,3
Севрюга	12,5–13,5	20,0–21,0	8,5–12,5	85,0–87,0
Белуга	3,9–4,2	10,0–12,0	25,0–30,0	81,0–86,0

## Глава 4

### Работа с производителями

#### 4.1. ВВЕДЕНИЕ

Подготовку производителей осетровых рыб к использованию можно разделить на несколько этапов:

1. осенняя бонитировка или отбор производителей осеннего хода;
2. зимовка производителей;
3. весенняя бонитировка или отбор производителей весеннего хода;
4. предварительное тестирование производителей;
5. обеспечение соответствующих температурных режимов и сроков преднерестового выдерживания;
6. тестирование производителей перед инъекцией гормональных препаратов.

При межсезонном получении зрелых половых продуктов от производителей осетровых схема работы будет выглядеть иначе. При работе с производителями необходимо руководствоваться как визуально оцениваемыми морфологическими признаками, так и специальными методами оценки функционального состояния репродуктивной системы самцов и самок. Методы отбора «диких» производителей в местах заготовки подробно изложены в соответствующих инструкциях с учетом особенностей отдельных бассейнов и районов (Сборник инструкций..., 1996) и нет смысла их описывать подробно в данном руководстве. Более важны и актуальны в настоящее время принципы работы с производителями из выращенных маточных стад, которые в ближайшие годы должны стать основным источником получения оплодотворенной икры для понто-каспийских осетровых рыбоводных заводов.

Основной задачей осенней бонитировки производителей является отбор рыб, способных дать зрелые половые продукты в предстоящем рыбоводном сезоне. Так как успешное завершение гаметогенеза зависит от многих факторов (условия зимовки, температурные условия в весеннее время, нагул и т.д.), некоторые из рыб, отобранных при осенней бонитировке, могут быть отбракованы весной.

Для выбора правильного режима преднерестового содержания и получения гамет, в ходе весенней бонитировки производится отбор рыб, готовых к нересту. При проведении оценки, неподходящая для выращивания (воспроизводства) рыба отбраковывается.

## 4.2 ОСЕННЯЯ БОНИТИРОВКА

### 4.2.1 Цели осенней бонитировки

Осенью отбирают, для возможного использования в воспроизводстве, самок с гонадами, находящимися в III, III-IV и IV стадии зрелости и самцов с гонадами – в III-IV и IV стадии. Не следует резервировать для следующей нерестовой компании самцов белуги (*H. huso*), участвовавших в нересте в текущем году. При осенней бонитировке желательно отделить от основной группы или пометить следующие группы самок:

- впервые созревающих;
- с гонадами на III и III-IV стадии зрелости;
- очень зрелых и слабо упитанных (после теплой зимы), которые будут готовы к нересту раньше остальных.

Осенняя бонитировка маточного стада и старшего ремонта проводится при снижении температуры воды до 12°C, при которой рыбу обычно прекращают кормить (Рисунок 30).



Рисунок 30: Осенняя бонитировка маточного стада.

Для отбора зрелых производителей при осенней бонитировке оптимально использовать метод определения стадий зрелости гонад при помощи неинвазивного экспресс-метода УЗИ (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004; Chebanov and Galich, 2009; Чебанов и Галич, 2010). При отсутствии УЗИ-сканера отбор проводят путем биопсийного, оперативного или эндоскопического изучения гонад, что требует значительно большего времени и травмирует рыбу. Для проведения бонитировки необходимо хорошо знать стадии развития гонад осетровых.

#### **4.2.2 Стадии зрелости гонад осетровых рыб**

В настоящее время разработано несколько классификаций стадий зрелости гонад осетровых рыб, отличающихся различной степенью детализации, и даже, числом выделяемых стадий (Трусов, 1964; Шилов, 1971; Кукурадзе, Кирилук и Сальников, 1975; Conte *et al.*, 1988; Williot, Brun and Rooryck, 1991; Vaini, Pazzaglia and Ruzza, 2001). Наиболее детальной является классификация Трусова (1964), в которой выделены не только отдельные стадии, но и подстадии гонадогенеза (Глава 14). Данная классификация принята за основу при использовании ультразвуковой диагностики пола и стадий зрелости осетровых рыб. Ниже приведена более генерализованная шкала стадий зрелости осетровых (Conte *et al.*, 1988), которая наиболее часто используется в англоязычной литературе (Таблица 6).

**Таблица 6:** Классификация стадий гаметогенеза белого осетра (Conte *et al.*, 1988).

Стадия	Самка	Самец
1	Хорошо различимый яичник состоит из жирных адипоцитов с оогониями и ооцитами протоплазматического роста на периферии яйцenesущих пластинок. Ооциты протоплазматического роста имеют небольшие размеры (диаметр 50 мкм) и содержат большие ядра с конденсированным хроматином.	Семенник состоит из жировой ткани с тонким (3–5 мм) тяжем генеративной ткани, содержащим делящиеся сперматогонии, образующие цисты.
2	Не менее 50% ткани яичника состоит из растущих ооцитов, имеющих размер порядка 100–250 мкм.  Цитоплазма сильно базофильная и содержит крупные гранулы (пузырьки) в корковой области, окрашенные углеводородами. Наличие большого количества нуклеол и часто хромосом типа “ламповой щетки” в ядрах.	Генеративная часть семенника увеличивается (примерно на одну треть объема железы) и состоит из хорошо различимых цист, содержащих сперматоциты первого порядка.
3	В яичнике остается небольшое количество жира, либо он полностью отсутствует. Имеется два типа половых клеток, один соответствует описанным на стадии II, а второй - старшей генерации, состоящей из ооцитов диаметром 800 – 1 200 мкм.  Цитоплазма ооцитов является эозинофильной и содержит желточные пластинки. Различимы одно- или двухслойная зона и двухслойная оболочка. Ядра с диффузным хроматином и небольшим количеством нуклеол. В корковой области отсутствует пигментация.	Увеличенные семенники, примерно на одну треть состоящие из жировой ткани. Половые клетки различных мейотических стадий: от сперматоцитов первого порядка до сперматидов. В некоторых из них присутствует небольшое количество зрелых сперматозоидов.
4	Присутствует два типа ооцитов, один подобен описанному на стадии II, второй представлен черными икринками большого размера (диаметр 3 500 – 4 000 мкм). Цитоплазма наполнена зернами желтка, жировыми капельками и содержит гранулы с меланиновым пигментом.  Оболочка состоит из двухслойной зоны и толстой желатиновой оболочки. По мере созревания фолликул икринки поляризуются и увеличенные ядра (зародышевые пузырьки) мигрируют к анимальному полюсу.	Семенники значительно увеличены, содержат небольшое количество жировой ткани, либо она отсутствует. Все цисты и каналы заполнены зрелыми сперматозоидами.

Кроме того, в последние годы в ходе проведения специализированных семинаров по определению пола и стадий зрелости гонад производителей осетровых рыб в рамках Международных симпозиумов (Ошкош, США, 2001 и Рамсар, Иран, 2005) использовалась классификация, предложенная Бруком, Диком и Чоудхёри (Bruch, Dick and Choudhury, 2001), отличающаяся по числу выделяемых стадий зрелости (Таблица 6). В Таблице 7 приводятся результаты сравнения классификаций Брука, Дика и Чоудхёри (2001) и Трусова.

**Таблица 7:** Сравнительная таблица стадий зрелости (1–6) самок (F) и самцов (M) осетровых.

Автор	Пол	Стадии зрелости гонад						
Bruch, Dick and Choudhury, 2001	самка	F ювенальная	F1	F2	F3	F4	F5 нерест	F6 после нереста
Трусов, 1972	самка	F1	F2, F2sf, F2f	F2-3	F3	F4i, F4c	F5 нерест	F6 после нереста
Bruch Dick and Choudhury, 2001	самец	M ювенальная	M1	M2	M3 нерест			
Трусов, 1972	самец	M1	M2, M2sf, M2f	M3, M4	M5 нерест			

*Примечание:* F – стадия зрелости самок; M – стадия зрелости самцов.

#### 4.2.3 Методы предварительного отбора производителей осетровых рыб

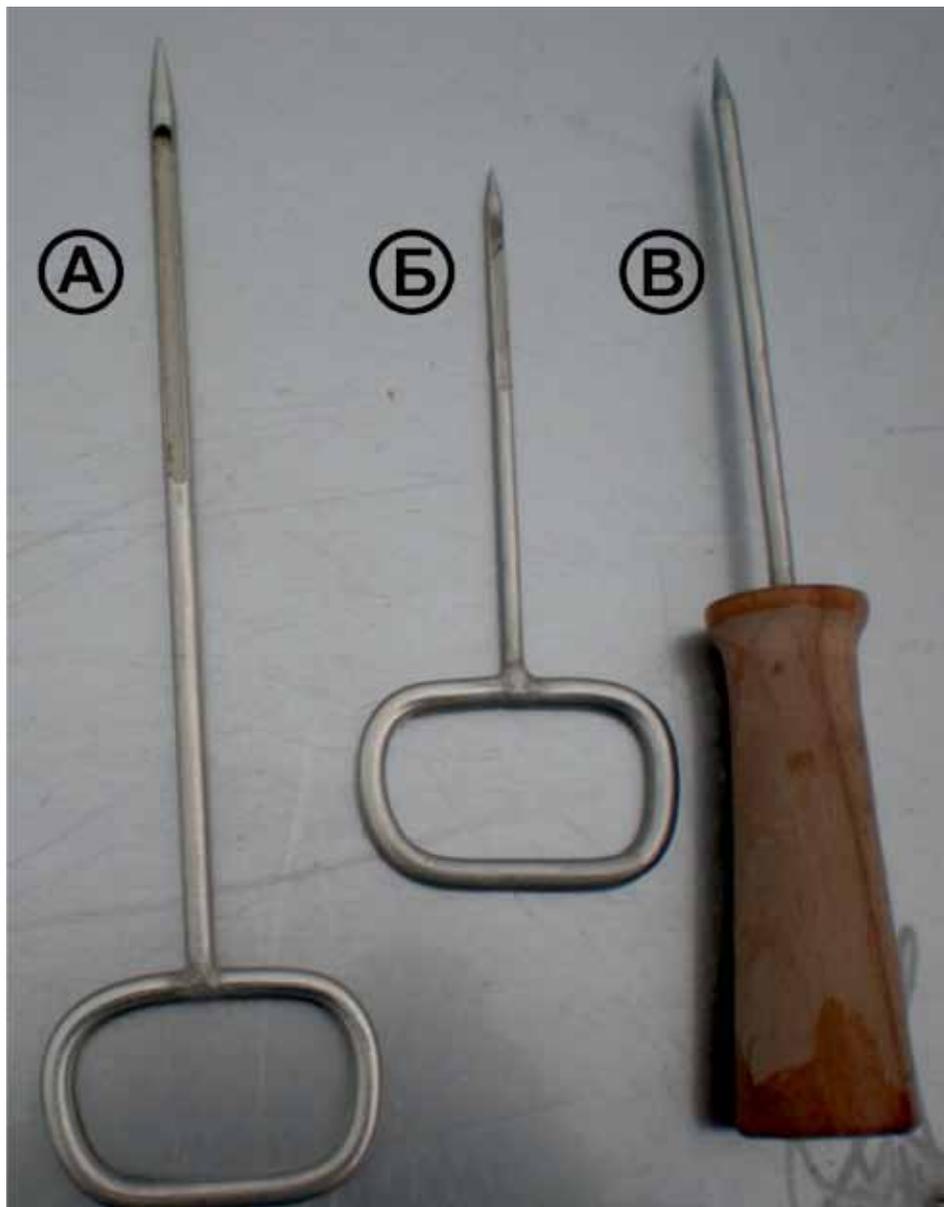
Хорошо известно, что для осетровых рыб характерно отсутствие четко выраженного полового диморфизма (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981; Doroshov, Moberg and Van Eenennaam, 1997). В настоящее время существует несколько различных методов определения пола и стадий зрелости гонад незрелых осетровых, не считая метода УЗИ, включая:

- биопсийные методы;
- эндоскопия;
- эндокринологический метод (анализ содержания половых стероидов);
- метод низкочастотного инфракрасного сканирования;
- морфометрические методы.

##### 4.2.3.1 Биопсия

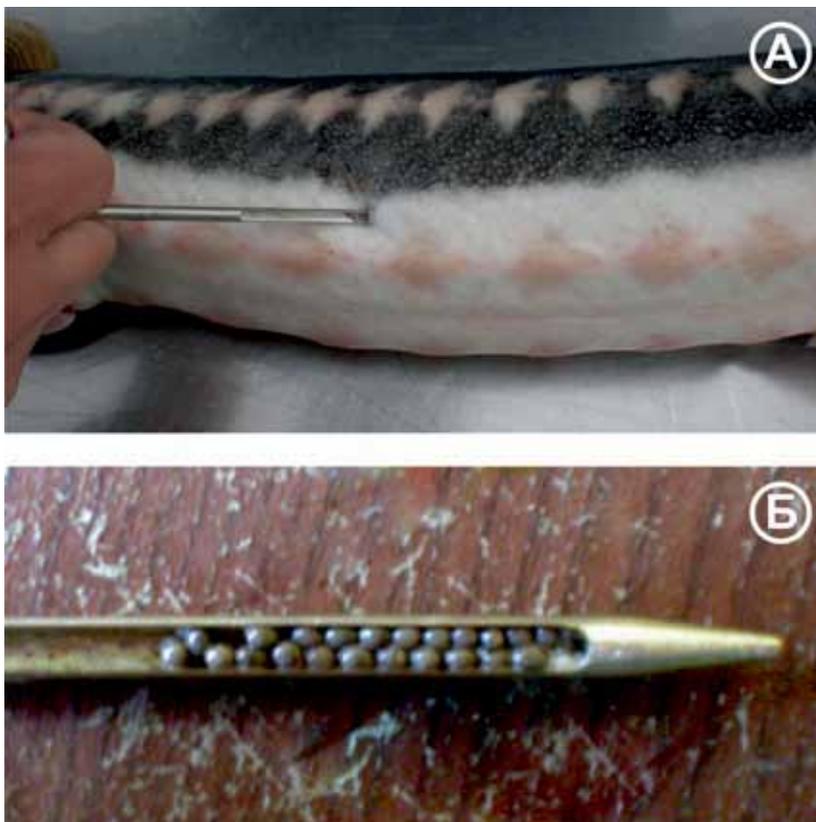
Биопсия гонад осуществляется путем введения через брюшную стенку или через боковые мышцы специального стального щупа (диаметр для русского осетра – 4,5–5,0 мм, белуги – 5,5–6,0 мм, севрюги, шипа и стерляди 3–4 мм; длина канавки – 3–6 см). Во избежание повреждения внутренних органов и облегчения отбора участка генеративной ткани, целесообразно

предварительно сделать прокол кожи шилом (Рисунок 31), а затем отбирать пробу при помощи щупа.



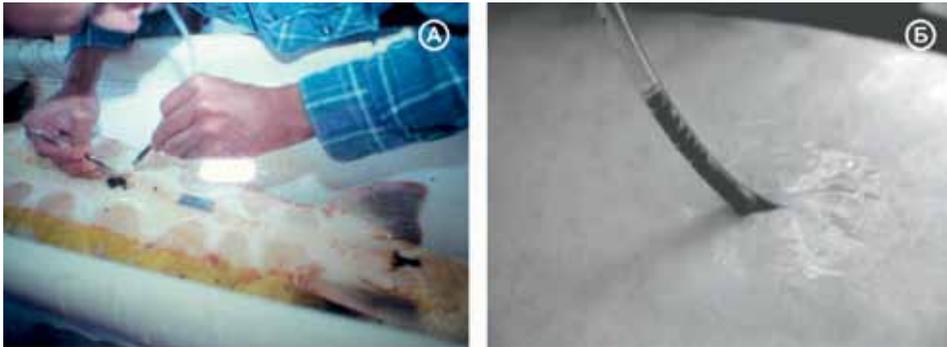
**Рисунок 31:** Инструменты для биопсии гонад осетровых рыб: А, Б – щупы различного диаметра, В – шило.

Предварительно продезинфицированный щуп вводят между рядами боковых и брюшных жучек в задней трети брюшка рыбы под острым углом к оси тела на глубину 5–7 см. При повороте щупа по оси, в канавке остаётся ткань гонады (Рисунок 32).



**Рисунок 32:** А - биопсия севриге с использованием щупа, Б - щуп с фрагментом яичника четвертой стадии зрелости.

В США отбор образцов икринок осуществляется при помощи катетера (жесткого, тефлонового, диаметром 4,5 мм) через небольшой (6–8 мм) абдоминальный разрез (Conte *et al.*, 1988; Parauka, 1993; Webb *et al.*, 2009) (Рисунок 33).



**Рисунок 33:** Отбор образца икры с помощью катетера через небольшой абдоминальный разрез: (А – Parauka, 1993; Б – Webb *et al.*, 2009).

В гонадах рыб в период нагула доля жировой ткани значительно больше, чем генеративной, в связи с чем, попасть щупом в генеративную часть гонад не всегда удастся. Поэтому этот способ применим при тестировании только зрелых самцов и самок, начиная со II-III и III стадий зрелости гонад.

При биопсии производителей осетровых рыб, в качестве предварительного критерия отбора зрелых самок, рекомендуется использовать диаметр фолликулов (Williot and Brun, 1998; Williot, 2002). Например, самки имеющие ооциты с диаметром не менее 2,6 мм (севрюга); 2,8 мм (сибирский осетр и шип); 3,2 мм (русский осетр) имеют шанс созреть через несколько месяцев. Стадия зрелости окончательно уточняется в ходе весенней бонитировки. Можно использовать в качестве критерия для отбора зрелых самок, минимальную массу ооцитов в пробе (русский осетр – 16 мг, белуга – 22 мг, севрюга –

11 мг, шип – 13 мг, стерлядь – 8 мг) (Трусов, 1972). В рыболовной практике для того, чтобы отличить жир от ткани семенника, биоптат помещают в 4% формалин. Жир всплывает, в то время, как ткань семенника тонет в формалине (Charman по Parauka, 1993), что позволяет провести визуальное изучение отобранной биопсийной пробы. (Conte *et al.*, 1988; Parauka, 1993; Van Eenennaam and Doroshov, 1998). Метод биопсии продолжителен по времени и оказывает на рыб сильное стрессирующее воздействие. Использование анестетиков при проведении биопсии может привести к гибели рыб (до 5%), вследствие возможного их инфицирования.

#### 4.2.3.2 Прямая пальпация и лапароскопия

Исследование гонад может быть проведено с помощью пальпации. Определение пола предполагает аккуратное введение пальца в тело рыбы через операционное отверстие (Рисунок 34) для изучения структуры гонад на ощупь (Bruch, Dick and Choudhury, 2001).



**Рисунок 34:** Прямая пальпация яичника (Bruch Dick and Choudhury, 2001).

С помощью метода прямой пальпации легко различить гонады самок и самцов, достигших веса 7–9 кг (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001) и возраста 3–4 года в случае белого осетра. Опытный оператор может определять пол у 300–500 рыб в день. Семенник покрыт тонкой оболочкой, гладкой на ощупь. Яичник не имеет оболочки, его поверхность неровная, складчатая. Различия в структуре тканей гонад между самками и самцами описаны на всех стадиях полового развития (Трусов, 1972; Conte *et al.*, 1988; Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001). Ограничения использования данного метода аналогичны ограничениям метода биопсии.

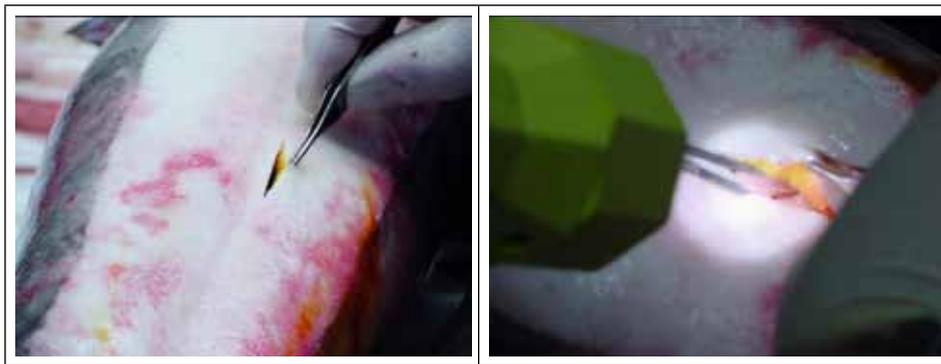
Прямая пальпация гонад через операционное отверстие является модификацией оперативного метода. Точность данного метода несколько выше, чем биопсийного, однако он более травматичен и требует наложения операционных швов (Рисунок 35), а также более продолжителен по времени.



**Рисунок 35:** Пример наложения швов после лапароскопии: А – наложение шва на атлантического осетра (*A. oxyrinchus*) (Parauka, 1993); Б – способы наложения швов (Conte *et al.*, 1988).

Шовные материалы играют важную роль при оперативном исследовании (и лапаротомии), поскольку они способствуют заживлению ран. Используются различные типы шовных материалов (Wooster, Hsu and Bowser, 1993). Чапмен и Парк (Chapman and Park, 2005), изучавшие осетра *A. Oxyrinchus Desotoi*, обитающего в Мексиканском заливе, произвели оценку использования таких рассасывающихся материалов как Полиглактин 910 (Викрил), Полидиоксанон (PDSII) #1 и Панакрил, а также нерассасывающегося материала Этибонд, для зашивания надреза после проведения биопсии с использованием обратно-режущей иглы CP-1.

При использовании метода лапароскопии, делается небольшой надрез (около 2 см) в брюшной стенке тестируемой особи (Рисунок 36).



**Рисунок 36:** Лапароскопия.

При этом визуальное изучение гонад может быть произведено с помощью отоскопа (Рисунок 37) с подсветкой (Conte *et al.*, 1988; Powell, 2008).



**Рисунок 37:** Отоскоп для непосредственного исследования гонад осетровых при лапароскопии.

### 4.2.3.3 Эндоскопия

Эндоскопические исследования, предполагающие визуальное определение пола и стадий зрелости, являются более современным способом изучения гонад осетровых (Ortenburger, Jansen and Whyte, 1996). Данный метод позволяет визуально оценить гонады с помощью медицинских диагностических инструментов, таких как цистоуретроскоп или борескоп, используемых для исследования заболеваний урогенитальной системы, (Рисунок 38).



**Рисунок 38:** Эндоскопическая система для определения пола и стадий зрелости.

Исследование гонад осуществляется через оптико-волоконную систему прибора. Разрешающая способность метода довольно высока, особенно для зрелых рыб, поскольку через оптическую систему прибора хорошо видны мельчайшие детали строения и окраска тканей (Сафронов и др., 2006). При этом, поскольку у зрелых рыб зонд борескопа вводится в полость тела через половое отверстие, диаметр и длина зонда должны соответствовать размерам генитального отверстия и семенного протока. Для исследования незрелых рыб требуется вводить зонд через небольшой (0,5–1,0 см) разрез в брюшной полости, сделанный между второй и третьей жучками на левом боку рыбы со стороны хвоста (Рисунок 39).



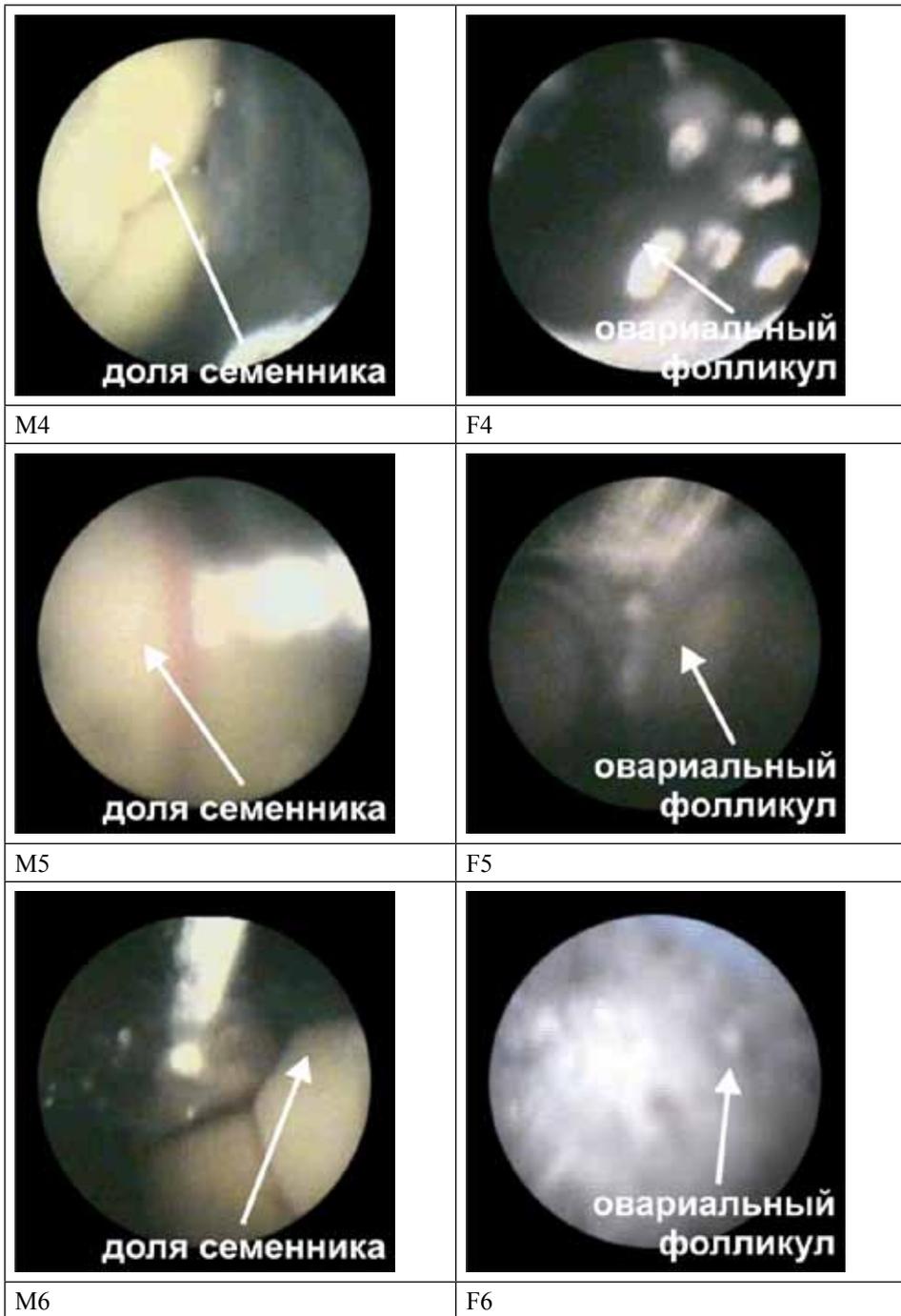
**Рисунок 39:** Введение зонда бороскопа через разрез в брюшной полости незрелого осетра для определения его пола.

Хорошие результаты были получены при использовании бороскопов с диаметром зонда 4 мм (Kynard and Kieffer, 2002). Минимальное стандартное фокусное расстояние линз бороскопа составляет 1 мм, поэтому для повышения резкости изображения рекомендуется использовать фокусирующие насадки (кольца) (Kynard and Kieffer, 2002). Без них при соприкосновении зонда с тканью стенки урогенитального протока, изображение может стать нечётким. Важно также ограничивать глубину введения зонда в полость тела (путем использования гибких зондов), чтобы не повредить клапан воронки яйцевода. Поскольку, длина яйцеводов составляет 14–16% от длины тела рыбы, использование бороскопа с длиной зонда 16 см, рекомендуется для средних по размеру рыб, но для очень крупных рыб следует использовать зонды длиной 25 см (Kynard and Kieffer, 2002).

Во избежание травмирования внутренних органов рыб при проведении эндоскопии, необходимо все особи, даже небольшие, полностью обездвигнуть с помощью анестезирующих препаратов. Исследования можно проводить в небольших бассейнах. В этом случае рыбу переворачивают на спину, оставляя голову погруженной в воду, и вводят зонд бороскопа в половое отверстие и далее в правый или левый яйцевод параллельно продольной оси тела, корректируя расположение зонда в теле визуальнo через объектив.

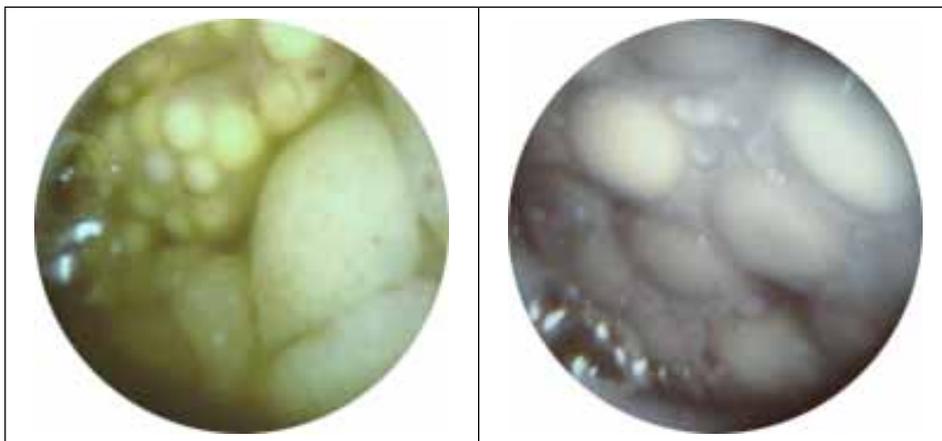
Гонады осетровых на I-II стадиях развития визуализируются как однородная розово-оранжевая ткань. (Рисунок40).

Самец	Самка
 <p data-bbox="310 553 571 596">семенник/жир</p>	 <p data-bbox="928 553 1048 596">ооцит</p>
M1	F1
 <p data-bbox="310 1011 571 1055">семенник/жир</p>	 <p data-bbox="928 1011 1048 1055">ооцит</p>
M2	F2
 <p data-bbox="271 1470 571 1514">доля семенника</p>	 <p data-bbox="786 1434 1048 1514">овариальный фолликул</p>
M3	F3



**Рисунок 40:** Полученные при помощи эндоскопа изображения гонад себрюги на разных стадиях зрелости.

На более поздних стадиях обычно хорошо видны розовые, оранжевые, темные икринки и ооциты младшей генерации (Рисунок 41).



**Рисунок 41:** Эндоскопическое изображение ооцитов.

Как показали Гурвиц и др. (Hurvitz *et al.*, 2005), с помощью эндоскопа пол русского осетра может быть определен уже в возрасте трех лет (при этом, количество рыб, у которых этим методом не удалось определить составило 5%). Точность определения пола составила более 98%. Вместе с тем, при введении эндоскопа через абдоминальный разрез 2% рыб было травмировано. Период восстановления этих особей осетра составлял две недели.

В отличие от биопсийных методов, эндоскопия имеет следующие преимущества:

- является минимально-инвазивным методом;
- может быть проведена в полевых условиях;
- продолжительность исследования составляет несколько минут;
- позволяет легко разделить рыб на готовых к нересту в текущем сезоне и незрелых;
- является легкой в освоении.

Следует отметить, что этот метод имеет ряд ограничений. Существенным недостатком данной методики является то, что определение пола производится по внешнему виду генеративной ткани, поэтому, зачастую невозможно различить гонады самок и самцов, находящиеся на ранних стадиях развития (Рисунок 40). Оптимальным является использование эндоскопии при работе со зрелыми самками для точного определения стадий зрелости икры и готовности к нересту. Применение метода эндоскопии для оценки самцов нецелесообразно.

Достоинством всех анатомических методов является невысокая стоимость применяемого оборудования, а недостатком – их травматичность. Проникновение в полость тела может не только отрицательно сказаться на физиологическом состоянии рыбы, но и является сильным стрессовым фактором. Кроме того, операционные методы предполагают отслеживание дальнейшего состояния рыбы, заживления операционных швов и лечебно-профилактические мероприятия (Глава 5).

#### **4.2.3.4 Эндокринологический метод**

Этот альтернативный, прижизненный, минимально инвазивный метод, заключающийся в оценке концентрации таких половых стероидов, как тестостерон (Т), 11-кетотестерон (11КТ), эстрадиола (Е2 или 17 $\beta$ -эстрадиол), в плазме крови как диких (Webb *et al.*, 2002; Ceapa, Williot and Bacalbasa-Dobrovici, 2002; Barannikova, Bayunova and Semenkova, 2005; Semenkova *et al.*, 2005), так и выращенных (Amiri *et al.*, 1996; Ахундов, 1997; Семенкова и др., 2006) осетровых рыб, широко используется. Ахундов (1997) отмечает, что данная методика позволяет достоверно различать пол самцов молоди северюги (на основе различий в концентрации Т и Е2 в плазме) уже к моменту цитологической дифференцировки гонад самцов в возрасте 10–12 мес., как видно из Таблицы 8).

**Таблица 8:** Изменения в концентрации стероидов в плазме молодежи северяги при различных стадиях развития гонад (Ахундов, 1999).

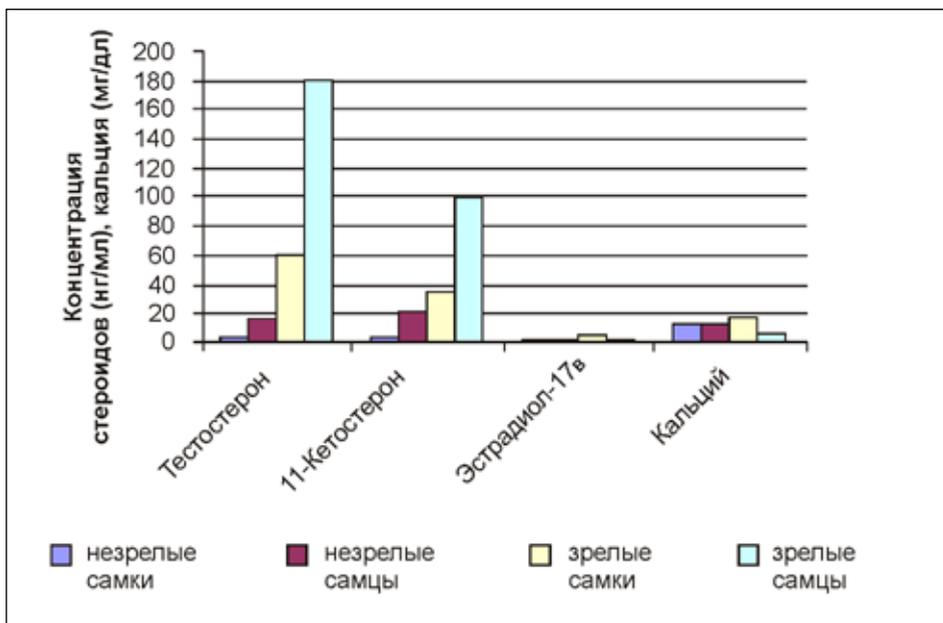
Возраст, мес.	Пол	Вес, г	Состояние гонад	Эстрадиол (E2), нг/мл	Тестостерон (Т), нг/мл	E2/Т
2	♀	3,3 ± 0,42	ранняя дифференциация	1,0 ± 0,1	8,5 ± 0,3	1/8
	♂	3,1 ± 0,37	ранняя дифференциация	1,0 ± 0,1	8,3 ± 0,5	1/8
3	♀	11,1 ± 0,75	ранняя дифференциация	2,6 ± 0,2	17,3 ± 0,6	1/7
	♂	11,3 ± 0,67	ранняя дифференциация	2,3 ± 0,2	18,8 ± 0,9	1/8
4	♀	30,5 ± 2,26	анатомическая дифференциация	4,0 ± 0,5	31,6 ± 1,5	1/8
	♂	29,8 ± 2,18	ранняя дифференциация	4,3 ± 0,4	32,1 ± 1,6	1/7
5	♀	55,7 ± 3,09	цитологическая дифференциация	5,8 ± 0,4	47,3 ± 2,3	1/8
	♂	54,6 ± 3,78	анатомическая дифференциация	5,5 ± 0,3	44,8 ± 1,9	1/8
7	♀	69,9 ± 4,59	цитологическая дифференциация	7,6 ± 0,7	59,7 ± 2,9	1/8
	♂	68,3 ± 4,21	анатомическая дифференциация	6,6 ± 0,5	55,7 ± 2,2	1/8
10	♀	121 ± 8,3	I-II стадия зрелости	<u>14,7 ± 1,0<sup>1</sup></u>	<u>93,4 ± 7,6</u>	<u>1/6</u>
	♂	120 ± 7,9	цитологическая дифференциация	<u>7,2 ± 0,5</u>	<u>185,6 ± 11,9</u>	<u>1/26</u>
12	♀	184 ± 12,1	I-II стадия зрелости	<u>15,8 ± 0,9</u>	<u>102,2 ± 6,9</u>	<u>1/6</u>
	♂	182 ± 14,7	цитологическая дифференциация	<u>7,1 ± 0,6</u>	<u>208,3 ± 12,9</u>	<u>1/29</u>

<sup>1</sup> - Подчеркиванием обозначены существенные различия в значениях E2 и Т (и соответственно отношения E2/Т) для самок и самцов. Эти различия облегчают проведение процедуры определения пола.

М. Вэбб и др. (Webb *et al.*, 2002) отмечают, что концентрация тестостерона в плазме самцов белого осетра (*A. transmontanus*) с гонадами на II стадии зрелости была выше, чем в плазме самок (Рисунок 42, 43). Данный показатель позволяет осуществлять определение пола на различных стадиях зрелости.



**Рисунок 42:** Определение содержания половых стероидных гормонов (Webb *et al.*, 2009).



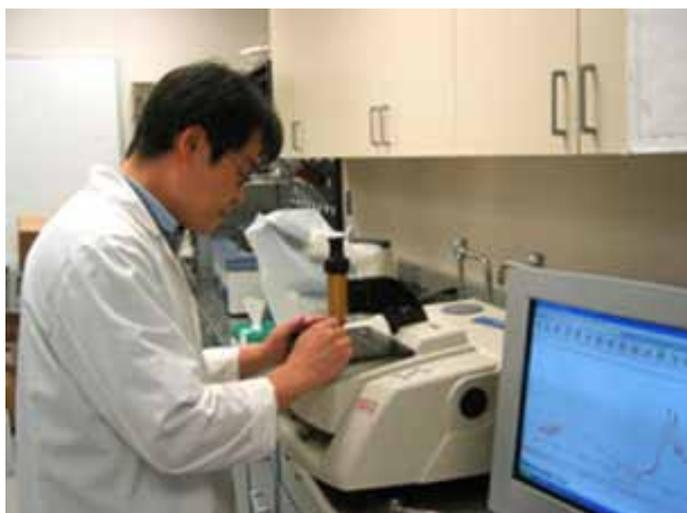
**Рисунок 43:** Концентрация половых стероидов и кальция (показатель вителлогенеза) в плазме зрелых и незрелых особей осетровых *Acipenser transmontanus* (Webb *et al.*, 2002).

Семенкова и др. (2006) подтвердили данное заключение, но отметили, что эффективное и надежное использование этого метода требует, чтобы мониторинг состояния репродуктивной системы и измерения уровня Т, 11КТ и Е2 у самок и самцов различного возраста, проводился на осетровых хозяйствах разного типа (прудовых, тепловодных, с рециркуляцией).

Основным недостатком эндокринного метода является высокая стоимость проведения испытаний как в полевых, так и в лабораторных условиях (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001). Для проведения анализов крови необходимо соответствующее оборудование, определенный тип системы мечения рыб, дополнительное рабочее время для двукратного вылова рыбы (первый раз для мечения и второй раз для отделения самцов от самок), а также время для проведения самих анализов (в достаточно крупных товарных хозяйствах-порядка 15 000–20 000 проб).

#### **4.2.3.5 Метод Фурье-преобразования инфракрасных спектров**

В самых последних исследованиях, проведенных М. Вэбб и др. (Webb *et al.*, 2009) и Лу и др. (Lu *et al.*, 2010) было показано, как возможности радиоиммунного анализа и измерения содержания в плазме стероидных гормонов, кальция, протеинов и т.д. могут быть расширены с использованием метода инфракрасной спектроскопии с Фурье-преобразованием (ИК-Фурье) для определения стадии зрелости гонад самок белого осетра (Рисунок 44).



**Рисунок 44:** Метод Фурье–преобразования инфракрасных спектров (Webb *et al.*, 2009).

Четкие различия в стадиях зрелости (превителлогенез, вителлогенез, поствителлогенез и атрезия ооцитов) были выявлены с помощью метода главных компонент (МГК). Последовательность развития ооцитов на поздних стадиях вителлогенеза также контролировалось с использованием

МГК на основе изменений концентрации плазмы в стероидных половых гормонах и содержания жира. Согласно полученным результатам, метод ИК-Фурье может быть полезным инструментом оценки зрелости ооцитов у искусственно выращиваемых осетровых и сократит необходимость применения инвазивного метода биопсии для определения коэффициента поляризации (КП). Таким образом, согласно предварительным результатам, спектральный анализ плазмы с помощью ФП-ИС может быть использован вместо биопсии и расчета индекса поляризации ооцитов (Раздел 4.4.2.1).

Как указано выше, данный метод требует, чтобы во время взятия образцов крови вся рыба было помечена. После получения результатов анализов, рыба должна быть повторно выловлена для отделения самок и самцов. Данная процедура требует больших трудозатрат и часто приводит к ошибкам во время мечения.

#### 4.2.3.6 Коротковолновая спектроскопия в ближней инфракрасной области

В последних исследованиях М. Вэбб и др. (Webb *et al.*, 2009) и Лу и др. (Lu *et al.*, 2010) были описаны потенциальные возможности метода коротковолновой спектроскопии в ближней инфракрасной области (КВС-БИК) при определении стадий зрелости осетровых с помощью спектров гонад. При проведении исследований на живых анестезированных особях белого осетра, датчик помещался на брюшную полость и перемещался на участках локализации яичника (Рисунок 45).



**Рисунок 45:** Получение спектров гонад белого осетра с помощью неинвазивного метода коротковолновой спектроскопии в ближней инфракрасной области (Webb *et al.*, 2009).

Спектры были получены с помощью спектрофотометра ProSpectra, оснащенного лампами с вольфрамовыми нитями и одним световодным жгутом. Получение спектров производилось в режиме рассеянного отражения в волновом диапазоне от 600 до 1100 нм. Перед получением спектра образца, должны быть получены темный и стандартный спектры (Webb *et al.*, 2009; Lu *et al.*, 2010). Для сравнительного спектрального анализа, при взятии проб, у каждой самки хирургическим путем брали образец икры 30 см<sup>3</sup> и помещали в тефлоновый контейнер для получения спектра (Рисунок 46).



**Рисунок 46:** Подготовка к КВС-БИК анализу образцов икры белого осетра (Webb *et al.*, 2009).

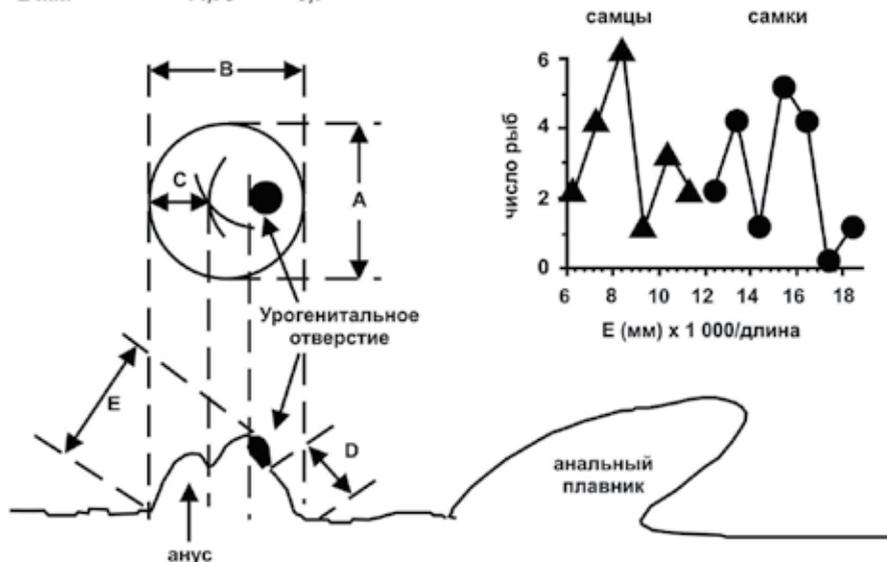
Согласно предварительным результатам (Webb *et al.*, 2009; Lu *et al.*, 2010), абдоминальные сканы, полученные с помощью КВС-БИК, могут быть эффективно использованы с помощью метода главных компонент для определения стадий половой зрелости самок осетровых, а также для диагностики атрезии фолликул.

#### **4.2.3.7. Морфометрия**

Метод морфометрии урогенитальной области описан в работах (Fuji *et al.*, 1987 по Billard, 2002). Обнаружены отдельные морфометрические различия для показателя E в урогенитальной области между самками и самцами бестера (гибрид *H. Huso* x *A. ruthenus*) (в возрасте от 3 лет). Основные отличия как видно из Рисунка 47 достоверны для показателя E.

## Значения измеряемых показателей

	самцы	самки
вес, кг	5,0	6,5
длина, см	102	109
V mm	8,65	7,62
D mm	4,87	3,14
E mm	14,78	9,7



**Рисунок 47:** Метод морфометрии урогенитальной области (Fuji et al., 1987 по Billard, 2002).

Вместе с тем, очевидно, что точность определения показателя E, зависит от угла измерения, что существенно снижает возможность практического применения этого метода.

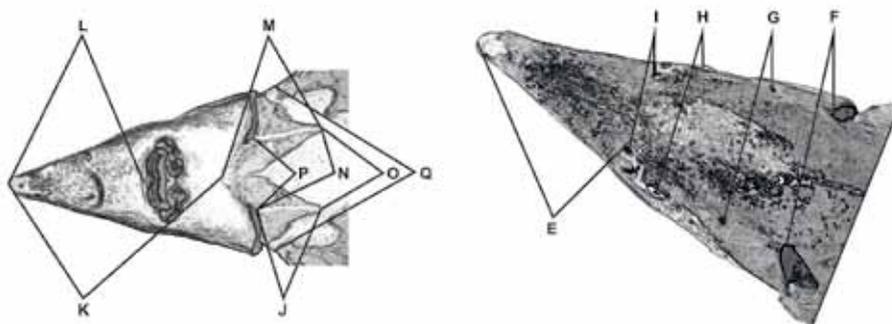
Возможность раннего определения пола с использованием биометрических методов показана на примере *A. ruthenus* (Рисунок 48) и *A. gueldenstaedtii* из маточного стада ЮФ ФСГЦР (Краснодар, Россия) (Мальцев, Меркулов, 2006). С помощью этого метода получены коэффициенты дискриминантного уравнения, позволяющего достаточно легко определить пол осетровых на основе краниологических измерений.

$$D^2 = a + b_1X_1 + b_2X_2 + \dots + b_pX_p$$

где,  $D^2$  – оценка выборочного расстояния Махалобиса;  $a$  – константа;

$b_1 \dots b_p$  – нестандартизированные коэффициенты;  $X_1 \dots X_p$  – переменные;  $p$  – число переменных.

Установлены наиболее информативные краниологические показатели осетровых (применяемые в уравнении).



**Рисунок 48:** Схема краниологических измерений *A. ruthenus* (Мальцев и Меркулов, 2006).

Дискриминантное уравнение для определения пола *A. gueldenstaedtii* (формула приведена с исправлением опечатки, допущенной в вышеуказанной статье Мальцева и Меркулова):

$$D^2 = - 36,7303 - 0,696098 I + 0,193362 Q + 101,344 I/Q + 12,5249 E/H$$

Однако, морфометрические методы не были разработаны в полной мере и их использование носит пока только экспериментальный характер. Поэтому, несмотря на простоту применения, они не могут быть рекомендованы для широкого использования в рыбоводной практике.

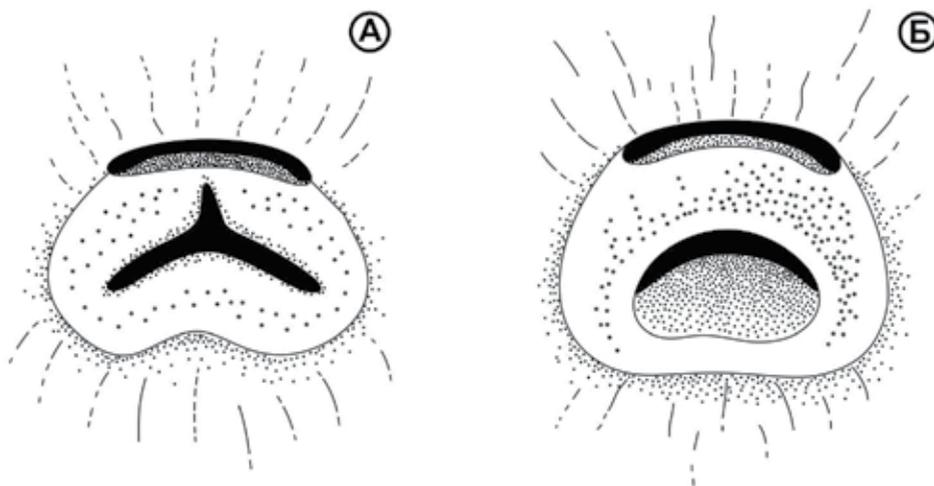
#### 4.2.3.8. Выявление отдельных признаков полового диморфизма у взрослых рыб

Как и для других видов рыб, для осетровых неоднократно предпринимались попытки установить внешние половые признаки, но удалось это, частично только для взрослых особей. В практике осетроводства долгие годы использовали следующие морфологические критерии для отбора диких зрелых самок на осетровые заводы (Мильштейн, 1982):

- самки, близкие к овуляции, имеют тонкую тѣшку (у менее зрелых рыб она более толстая и жирная);
- хвостовой стебель от заднего края спинного плавника до начала хвостового плавника имеет в поперечнике овальную форму, указывающую на похудение рыбы;
- рыло заострено за счёт похудения головы и всего тела;
- жучки менее острые, так как у самок, близких к овуляции, кожа больше покрыта густой слизью.

Впервые Владиковым (Vladikov, 1931) было отмечено, что парные плавники у самок стерляди длиннее, чем у самцов. Бийар (Billard, 2002) отмечает, что брюшная часть самцов адриатического (*A. naccarii*), сибирского (*A. baerii*) и русского (*A. gueldenstaedtii*) осетров и белуги (*H. huso*) темнее, чем у самок. Жучки (вентральные и анальные) самок зрелого белого осетра (*A. transmontanus*) становятся мягкими, вследствие минерализации в период вителлогенеза.

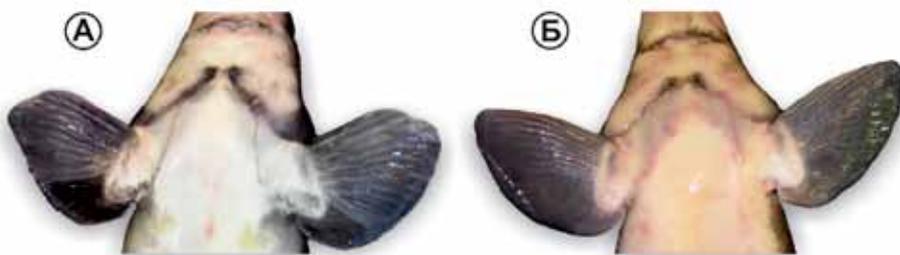
Сравнительный морфологический анализ взрослых особей североамериканских осетровых: белого *A. transmontanus*, атлантического *A. oxyrinchus* и короткорылового *A. brevirostrum* позволил установить некоторые внешние половые отличия (Vesceietal., 2003). Например, уrogenитальное отверстие самцов напоминает латинскую букву «Y», в то время как половое отверстие самок имеет форму буквы «O» (Рисунок 49). Установлено, что точность половых различий по этому признаку была значительно выше у живых рыб (82%), чем у погибших (29%). Как и в случае других видов рыб, неоднократно предпринимались попытки выявить внешние признаки для осетровых, однако при определении пола у взрослых осетровых рыб были достигнуты лишь частичные успехи.



**Рисунок 49:** Различия формы уrogenитального отверстия: А – самец, Б – самка (Vescei et al., 2003).

Половой диморфизм по форме и строению парных плавников, характерный для многих костистых рыб был установлен Подушкой (2008б) у производителей амурского осетра (*A. schrenkii*) выращенных в аквакультуре. Как видно из рисунка, более короткие и округлые грудные плавники наблюдаются у зрелых самок (Рисунок 50 А), а плавники самцов, отличаются большим размером и заострённой формой (Рисунок 50 Б). Эти различия, как отмечает автор, наблюдаются у домашних особей амурского осетра даже

со спины у рыб, плавающих в бассейне. Подобные различия отмечены и в строении брюшных плавников производителей этого вида. Однако неизвестно, связано ли проявление этого признака только с началом полового созревания амурского осетра или подобные различия имеются также у неполовозрелых особей. Не установлены также подобные различия и для дикого амурского осетра (Подушка, 2008б).



**Рисунок 50:** Форма грудных плавников домашних особей амурского осетра: А – самка, Б – самец (Подушка, 2008б).

Рассмотренные выше преимущества и недостатки различных методов определения пола и стадий зрелости гонад, должны учитываться при планировании и проведении осенней бонитировки осетровых рыб. Вместе с тем, многолетний опыт формирования маточных стад различных видов осетровых рыб показывает, что наиболее эффективным методом является неинвазивная ультразвуковая экспресс-диагностика (Chebanov and Galich, 2009). Детальное описание данного метода дано в Главе 14.

#### 4.2.4. Документирование результатов бонитировки

В процессе бонитировки в каждой возрастной группе рыб определяют среднюю длину и массу рыб, оценивают их упитанность и физиологическое состояние. По итогам бонитировки рыб разделяют на группы по полу, стадиям зрелости гонад, при необходимости метят групповыми или индивидуальными метками и размещают в зимовальных водоемах. Рыб отобранных для участия в предстоящей нерестовой кампании содержат в период зимовки отдельно.

В течение всего периода бонитировки ведут рабочий журнал, в который записывают следующую информацию:

- наименование производственного участка;
- дата проведения операций с рыбой;
- вид и возраст рыбы, с которой производятся операции;
- производственные номера бассейнов (водоемов, в которых содержится данная рыба);
- содержание операции;
- сведения о групповом мечении рыб.

По итогам проведения бонитировки составляются следующие отчетные документы: акты перемещения рыб между производственными участками, акты зарыбления водоемов (пруды, бассейны, лотки), бонитировочные ведомости.

### 4.3. ЗИМОВКА ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

#### 4.3.1. Условия проведения зимовки

Зимовка – содержание рыб при низкой (2–6°C) температуре в течение 2-3 месяцев. Данный элемент биотехники является обязательным при работе со всеми производителями осетровых, как с отловленными в естественных водоемах в период осенней заготовки, так и при использовании рыб из маточного стада. Зарыбление зимовальных водоемов проводят при среднесуточной температуре воды не выше 8°C.

Оптимальный температурный интервал содержания рыб во время зимовки составляет 4–5°C. При этом допускаются кратковременное повышение температуры до 7°C и её понижение до 2°C. Длительное пребывание рыбы за границами указанного оптимального интервала температур приводит к ухудшению физиологического состояния рыбы и, как следствие, к снижению качества половых продуктов.

#### 4.3.2 Требования к зимовальным водоемам

В зимовальных водоемах (Рисунок 51) необходимо поддерживать постоянный расход воды, обеспечивающий 80–100% насыщения воды кислородом. Содержание кислорода менее чем 60% насыщения недопустимо.



**Рисунок 51:** Зимовальные пруды для маточного стада, выращиваемого в искусственных условиях.

Для проведения зимовки можно использовать пластиковые или бетонные бассейны и сетчатые садки, объемом более 40 м<sup>3</sup> и глубиной не менее 1,5 м, а также садки курунского типа, длиной – 105 м и шириной – 17 м, или проточные бетонированные или земляные пруды площадью 1 000 – 4 000 м<sup>2</sup>, которые могут быть разделены на секции сетчатыми перегородками для содержания рыб разного вида и пола (Рисунок 52). В зимовальных водоемах должен быть обеспечен постоянный водообмен, с полной заменой воды в течение 8–10 суток.



**Рисунок 52:** Бетонированные разделённые пруды для зимовки и выдерживания производителей с секциями для раздельного содержания.

#### 4.3.3 Плотность посадки производителей на зимовку

Плотность посадки производителей на зимовку зависит от вида рыб:

- русский осетр – 20–25 кг/м<sup>3</sup>;
- севрюга – 20 кг/м<sup>3</sup>;
- белуга – 25–30 кг/м<sup>3</sup>.

В течение всего периода зимовки в водоемах необходимо поддерживать оптимальные водообмен и проточность, постоянно осуществлять контроль за санитарным (накопление взвесей и пр.) и гидрохимическим (содержание кислорода, окислов железа, аммиака, окисляемость, рН) режимами в водоемах. Также, по возможности, необходимо контролировать состояние и поведение рыб. Кормление производителей осетровых рыб в период зимовки не производится, что является важным условием эффективного завершения созревания гонад.

При получении половых продуктов в осенне-зимний период и ранней весной (до начала основного нерестового сезона) перевод на зимовальный режим и вывод из него производится искусственно. При этом следует придерживаться следующих рекомендаций (Chebanov, 1996б):

- перевод в режим зимовальных температур должен производиться постепенно с температурным градиентом 1–2°C в сутки – для самок и 2–3°C – для самцов;
- рыб с поврежденными кожными покровами следует содержать при температуре 8–10°C до полного выздоровления и только после этого понижать температуру;
- перевод в нерестовый режим должен быть постепенным: с суточным градиентом при повышении температуры не более 1,5°C и 2–3°C – для самок и самцов соответственно, с периодами содержания при постоянной температуре.

#### **4.4 ВЕСЕННЯЯ БОНИТИРОВКА**

##### **4.4.1 Отбор зрелых самцов**

Если рыба содержится при естественной температуре, то весенняя бонитировка проводится до наступления нерестовых температур. Для использования в нерестовой кампании в процессе бонитировки отбирают только производителей, гонады которых достигли IV стадии зрелости.

При отборе зрелых самцов наиболее эффективен метод УЗИ-диагностики.

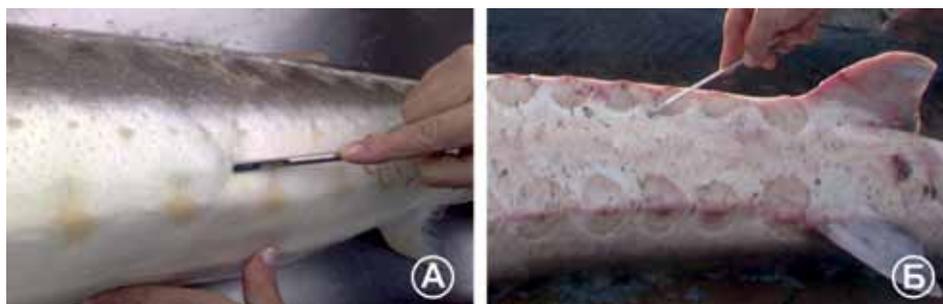
Зрелых самцов можно отбирать по внешним признакам. В выращенных маточных стадах у большинства видов (кроме севрюги и белуги) созревшие самцы имеют выраженный «брачный наряд» (Рисунок 53),



**Рисунок 53:** «Брачный наряд» самцов различных видов осетровых рыб: А – русский осетр; Б – сибирский осетр; В – шип; Г – стерлядь.

#### 4.4.2 Отбор зрелых самок

Во время весенней бонитировки степень готовности к нересту самок, отобранных осенью, определяют с использованием метода биопсии гонад по значениям коэффициента поляризации ооцитов (Рисунок 54).



**Рисунок 54:** Биопсия гонад: А- русского осетра с боковой стороны, Б – атлантического осетра с брюшной стороны.

Во время бонитировки, самок, гонады которых не достигли за период зимовки IV стадии зрелости гонад, а также самок с резорбцией ооцитов, отбраковывают и отсаживают на нагул.

#### 4.4.2.1 Определение коэффициента поляризации ядер ооцитов

Для расчета коэффициента поляризации, не менее 10 ооцитов, извлеченных от каждой самки, фиксируют путем кипячения в физиологическом растворе в течение двух часов или выдерживают в течение двух часов в жидкости Серра (смесь 96% спирта, 40% формалина и ледяной уксусной кислоты в соотношении 6:3:1). Более удобно фиксировать ооциты путем их обработки паром в течение трех мин. После фиксации, для предотвращения высыхания препарата, ооциты должны находиться в физиологическом растворе. Фиксированные ооциты разрезают в меридиональном направлении (посередине) и изучают под биноклем, оснащенным окуляр-микрометром (Рисунок 55).



**Рисунок 55:** Разрезанный ооцит под биноклем.

Основным показателем, определяемым на разрезах ооцитов, является коэффициент поляризации ( $K_p$ ). Для его вычисления на разрезе измеряют наибольшее расстояние от анимального до вегетативного полюса ( $L$ ) и расстояние от анимального полюса до верхнего края ядра (зародышевого пузырька) ( $I$ ), после чего рассчитывают коэффициент поляризации (отношение  $I/L$ ). Толщиной оболочек при этом пренебрегают (Рисунок 56).



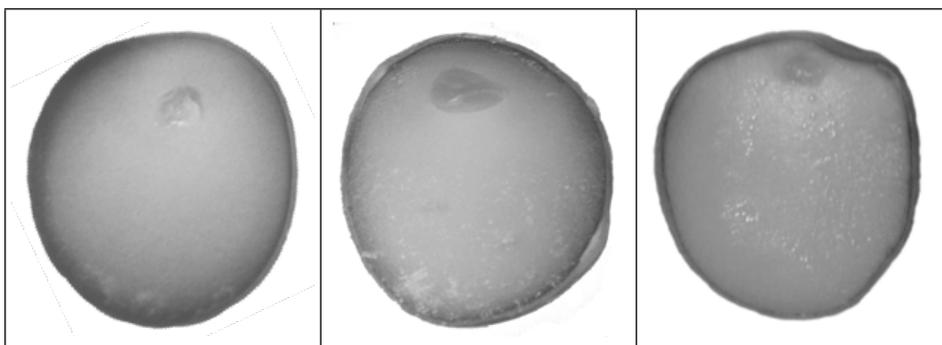
**Рисунок 56:** Схематичное изображение ооцита осетровых рыб в разрезе.

Таким образом, коэффициент поляризации ( $K_{\text{п}}$ ) определяется по формуле:

$$K_{\text{п}} = l / L$$

где,  $l$  - расстояние от анимального полюса до верхнего края ядра (зародышевого пузырька), а  $L$  - наибольшее расстояние от анимального до вегетативного полюса (Рисунок 56).

Примеры ооцитов с различным коэффициентом поляризации представлены на Рисунке 57.



**Рисунок 57:** Ооциты с различными значениями коэффициента поляризации.

Следует отметить, что наличие пигмента в желтке ооцита свидетельствует о начале резорбции.

Для расчёта коэффициента поляризации с точностью 0,01 м в исследовательских целях, Ван Эеннаам и др. (Van Eenennaam *et al.* 1996) использовали микроскоп «Микротон» с камерой люцида и портативным цифровым анализатором изображений (Nicon Microplan II). Родина (Rodina, 2006) для этих целей использовал бинокулярный микроскоп Zeiss STEMI 2000-C, оснащенный адаптером к цифровой камере (Olympus Camedia C2000 ZOOM) с подключением к видеомонитору. При этом для лучшей визуализации разрезанные ооциты наблюдались погружёнными в дисциплированную воду в чашках Петри, а для обработки результатов использовалось программное обеспечение для анализа изображений. Использование цифрового оборудования позволяет проводить обработку большого числа образцов ооцитов с высокой точностью.

#### 4.4.2.2 Группировка и определение потенциальных производителей

Для оптимизации использования производителей (самок), их делят на группы на основании полученных результатов определения коэффициента поляризации (Таблица 9).

**Таблица 9:** Группы самок по показателю коэффициента поляризации  $K_n$  и рекомендации по их использованию.

№ п/п	$K_n$	Категория	Рекомендации по использованию
I	$K_n < 0,05$	перезревшие	отсаживаются на нагул
II	$0,05 \leq K_n < 0,10$	зрелые 1	при достижении нерестовых температур немедленно инъецируются любым гормональным препаратом
III	$0,10 \leq K_n \leq 0,12$	зрелые 2	при достижении нерестовых температур могут выдерживаться в течение 2–3 суток, анадромные виды рекомендуется инъецировать «GnRHа»
IV	$0,12 < K_n \leq 0,15$	близкие к созреванию	инъекции проводятся после выдерживания при нерестовых температурах 7–14 суток
V	$0,15 < K_n \leq 0,18$	способные к созреванию	выдерживаются при нерестовых температурах 20–40 суток перед инъекцией
VI	$0,18 < K_n$	незрелые	отсаживаются на нагул

После разделения производителей на группы осуществляется планирование дальнейших рыбоводных работ. Самки из второй и третьей групп могут в дальнейшем использоваться без повторной биопсии. Коэффициент поляризации ооцитов самок из четвертой-пятой групп исследуют повторно, в зависимости от расчетного времени их готовности. Рыбы пятой группы, у которых показатель поляризации ооцитов не изменился, после выдерживания при нерестовых температурах в течение 14–21 суток, относятся к категории незрелых и отсаживаются на нагул.

#### 4.4.2.3 Использование продолжительности созревания ооцитов осетровых рыб *in vitro* для отбора зрелых самок – тест «разрушение зародышевого пузырька»

Гончаров (1981; Goncharov, 1993) предложил использовать продолжительность созревания ооцитов (время, в течение которого ядро (зародышевый пузырек) мигрирует к анимальному полюсу и разрушается) *in vitro* в присутствии гормонов, стимулирующих созревание (прогестерон или его метаболиты, прогестины), как более эффективный критерий оценки готовности самок к гормональной инъекции чем  $K_n$ . Было также выявлено, что, если созревание ооцитов длится более  $18 \tau_0$  ( $\tau_0$  – продолжительность митотического цикла в период синхронных делений дробления), то рыболовная икра, полученная после гормональной стимуляции, как правило, низкого качества. Значения  $\tau_0$  при различных температурах инкубации для понто-каспийских видов можно рассчитать с помощью кривой, приведенной в работе (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981) (Приложение III).

Вийо, Брюн и Рурик (Williot, Brunand and Rooryck, 1991) и Вийо и др. (Williot *et al.*, 2002) показали, что использование только индекса поляризации, с высокой вероятностью, приводит к ошибке при гормональном стимулировании сибирского осетра *A. baerii*.

Позднее, подход для отбора самок, пригодных для воспроизводства на основе продолжительности созревания 50% ооцитов *in vitro* в присутствии прогестерона (Т50), интенсивно развивался Гончаровым (Goncharov, 1993) и Гончаровым и др. (Goncharov *et al.*, 2009).

Для диких самок севрюги (*A. stellatus*) и самок стерляди (*A. ruthenus*), выращиваемых в искусственных условиях, данный метод позволяет идентифицировать и не использовать для искусственного воспроизводства группы рыб, неспособных производить икру высокого качества в этом состоянии и при стандартных условиях гормональной стимуляции.

Этот метод был модифицирован Конте (Conte *et al.*, 1988) и Ван Эненнаамом, Бруком и Кроллом (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001) для белого осетра, а также Вийо, Брюном и Руриком (Williot, Brun and Rooryck, 1991) для сибирского осетра. Метод может быть обобщен в виде приведенной ниже методики проведения анализа компетентности ооцитов к созреванию *in vitro*:

1. Приготовить маточный раствор прогестерона, растворяя 10 мг прогестерона (4-pregnene-3, 20-dione) в 10 мл 96% этилового спирта. Маточный раствор может храниться при температуре 16°C в сосуде с плотно закрытой крышкой.
2. Подготовить четыре чашки Петри для каждой самки (две контрольных и две с прогестероном). Необходимое количество маточного раствора прогестерона (5 мкг/мл), составляющее 75 мкл (0,075 мл) следует добавить в раствор для инкубации ооцитов с помощью микропипетки или шприца (1 мл) на дно сухой чашки. После того, как этиловый спирт

полностью испарился, следует добавить 15 мл модифицированного для холоднокровных животных раствора Рингера (6,5 г NaCl, 250 мг KCl, 300 мг CaCl<sub>2</sub> и 2 г NaHCO<sub>3</sub> на литр дистиллированной воды) в каждую чашку с прогестероном (Гончаров, 1981). В контрольных чашках Петри должно находиться такое же количество (75 мкл) 96% этилового спирта. Для того чтобы избежать ошибок, необходимо использовать отдельные шприцы для прогестерона и контрольные (с этиловым спиртом) чашки. В том случае, если используются микропипетки, следует заменить их наконечники. Затем следует аккуратно потрясти чашки Петри для перемешивания раствора.

3. Пятнадцать ооцитов, извлеченных из каждой самки, следует поместить в 20 мл пробирку, с помощью чистой одноразовой пластмассовой пипетки. Фоликулы должны быть полностью промыты в несколько приемов раствором Рингера. Затем необходимо с помощью пипетки изъять 5 мл раствора Рингера из чашки Петри, в которую помещаются ооциты. Следует аккуратно повернуть пробирку и вылить жидкость, содержащую ооциты обратно в чашку Петри (это необходимо для поддержания правильного объема раствора Рингера в каждой чашке Петри).
4. Записать время и провести инкубацию ооцитов в течение  $18 \tau_0$ .
5. Следует отметить, что некоторые авторы (Doroshov *et al.*, 1983; Conte *et al.*, 1988; Paauka, 1993; Mohler, 2003) считают 24 ч. оптимальной продолжительностью инкубации ооцитов (15–16°C) в случае выращивания северо-американских видов осетровых, в то время как другие (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001; Mims *et al.*, 2002), рекомендуют 16 ч. (при  $16,0 \pm 0,5$  °C и 23 °C соответственно).
6. После завершения инкубации, фолликулы фиксируются кипячением в воде или помещаются в жидкость Серра (Раздел 4.4.2.1). После этого фолликулы нужно немедленно охладить, поместив пробирки в лед на 30 мин. Как показали Ван Энненнаам, Брук и Кролл (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001), у перезрелых самок обычно мягкие ооциты, даже после охлаждения, однако после содержания в буферном формалине в течение 24 ч. ооциты становятся более твердыми и легче разрезаются.
7. После этого, ооциты разрезаются вдоль оси, соединяющей анимальный и вегетативный полюсы (см. раздел, посвященный определению коэффициента поляризации) с помощью лезвия бритвы и дают оценку состояния зародышевого пузырька. Наличие или разрушение зародышевого пузырька для каждого ооцита определяется направлением луча света на поверхность разреза. Разрушение зародышевого пузырька, а также наличие неповрежденных ядер в ооцитах должно быть задокументировано.
8. Самки со 100% реакцией в растворе прогестерона и с наличием некоторой реакции в контрольных чашках, должны быть

проинъецированы примерно в течение одной недели. Самки со 100% реакцией в растворе прогестерона и с отсутствием реакции в контрольных чашках, должны быть проинъецированы примерно в течение двух недель. Самки, у 90–100% ооцитов которых наблюдается разрушение зародышевых пузырьков, должны повторно исследоваться через 3–4 недели. Как отмечают Ван Энненаам, Брук и Крол (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001), подобные оценки получены при содержании самок при температуре порядка 13–15°C. При более низких температурах указанные периоды должны быть немного увеличены, а при более высоких температурах – соответственно уменьшены. Самки, у которых количество ооцитов с разрушением зародышевых пузырьков составляет менее 80%, представляются сомнительными кандидатами для гормонального стимулирования.

Следует отметить, что Вийо и др. (Williot, 1997) были протестированы различные среды для инкубации ооцитов. По мнению указанных авторов, применение некоторых сред, например, раствора Рингера, следует исключить, постольку они являются неполными по составу и очень нестабильны в отношении pH, что может привести к неверным результатам (для сибирского осетра). Поэтому Вийо и др. (Williot, 1997) настоятельно рекомендуют использовать среду, которая близка характеристикам крови сибирского осетра (так называемую, SIS), компоненты которой представлены в Таблице 10.

**Таблица 10:** Состав SIS среды для инкубации овариальных фолликулов (Williot, 1997)

Компоненты/или характеристики	мкмоль /л	Вес (мг)
CaCl <sub>2</sub> , 2H <sub>2</sub> O	1,95	287
MgCl <sub>2</sub> , 6H <sub>2</sub> O	0,85	172
KCl	2,7	201
Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0,7	99
NaCl	127,5	7420
Биологический буферHEPES (N-2-гидрокси-этилпиперазин-N-2-этансульфоная кислота)	20	4760
pH должно быть доведено до 7,8–8,0 (сNaOH)		
Осмотическое давление должно составлять около 270 (мосмоль/л)		

## 4.5 ПРЕДНЕРЕСТОВОЕ ВЫДЕРЖИВАНИЕ ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

### 4.5.1 Выбор оптимального режима преднерестового выдерживания производителей в зависимости от значения коэффициента поляризации ооцитов

Основным критерием для выбора режима преднерестового выдерживания зрелых самок в практике работы осетровых заводов являются значения

коэффициентов поляризации ( $K_n$ ) полученные при биопсии гонад (Таблица 11). Так, от самок с  $K_n \leq 0,09$  можно получать икру при достижении нерестовых температур без предварительного преднерестового выдерживания.

Параметром продолжительности преднерестового выдерживания для других групп самок (Таблица 11) является теплозапас, который рассчитывается в градусо-днях. При этом, чем менее зрелая рыба выдерживается, тем ниже должна быть температура и меньше градиент ее повышения. Несоблюдение данного условия приводит к десинхронизации созревания ооцитов и, как результат – к снижению качества полученной икры.

Продолжительность преднерестового выдерживания самок из различных групп представлена в Таблице 11.

**Таблица 11:** Режимы преднерестового выдерживания производителей в зависимости от коэффициента поляризации ооцитов  $K_n$ .

$K_n$	Необходимый теплозапас, градусо-дней	Продолжительность выдерживания при различных температурах, сут.			
		8–10°C	12–13°C	14–16°C	16–18°C
0,10	30–50	5–8	3–6	2–5	1–3
0,11	60–70	7–10	4–7	3–6	2–4
0,12	90–100	9–12	5–9	4–7	3–5
0,13	120–150	10–14	9–12	7–8	5–7
0,14	170–200	12–15	10–14	9–12	7–10
0,15	210–250	15–18	12–17	10–14	9–12
0,16	260–300	18–22	15–20	12–16	Не рекомендуется, кроме севрюги
0,17	350–400	21–25	17–22	14–21	-
0,18	410–500	30–40	25–30	20–25	-

В случае, если продолжительность выдерживания самок при нерестовых температурах вынужденно превышает значения указанные в Таблице 11, для восстановления их воспроизводительной способности, целесообразно использование инъекций триодтирониона (Т-3) (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Для самцов основным требованием к режиму преднерестового содержания является сохранение их репродуктивных качеств. Поскольку самцы обычно готовы к нересту уже при кратковременном выдерживании при нерестовых температурах, наиболее эффективным приемом сохранения их репродуктивных качеств является содержание при невысоких температурах. В случае длительного содержания при нерестовых температурах самцы перезревают (особенно, это касается севрюги, белуги и стерляди). При работе с последними партиями самок могут также возникать проблемы с получением и качеством спермы.

#### **4.5.2. Оценка готовности производителей к нересту по физиолого-биохимическим показателям и режимы преднерестового выдерживания**

Следует отметить, что коэффициент поляризации ооцитов не является единственным показателем при определении оптимальных сроков преднерестового выдерживания.

В практике выдерживания производителей на осетровых заводах Азовского и Каспийского регионов готовность самок к нересту оценивали на основе исследования их физиологического состояния, что особенно актуально для диких производителей (Баденко и др., 1984; Чебанов и др., 1991), заготовленных в различные сроки нерестового хода на разных участках нерестовой трассы. Для таких рыб характерна значительная изменчивость генеративных показателей, требующая индивидуальной оценки.

Исследование физиологического состояния производителей позволяет с помощью гематологических методов определить готовность рыб к нересту и оценить адаптивную функцию жирового обмена на последних стадиях репродуктивного цикла.

Для диагностики использовалось прижизненное определение биохимических показателей крови производителей, которые коррелируют с содержанием резервного жира в мышцах и отражают потенциальную способность производителей к воспроизводству заводским методом (Чебанов и др., 1991; Chebanov and Savelyeva, 1999).

В начале нерестового хода, традиционно, мигрируют самки с высоким уровнем пластических запасов и гонадами IV незавершенной стадии зрелости. Такие самки положительно отвечают на гонадотропную инъекцию только после выдерживания при нерестовых температурах (до 200 градусодней). В середине хода мигрируют более зрелые самки осетра с относительно крупной икрой и высоким содержанием белка в ооцитах. Гонадотропную стимуляцию таким особям следует проводить после непродолжительного выдерживания. Поэтому для производителей осетровых рыб, отловленных в естественных водоемах в период нерестового хода, ранее, как правило, не использовали биопсию и рассчитывали продолжительность преднерестового выдерживания в зависимости от срока заготовки (Таблица 12).

**Таблица 12:** Рекомендации по преднерестовому выдерживанию производителей, заготовленных в период весеннего хода.

Вид, период нерестового хода	Продолжительность выдерживания	
	градусо-дни	сутки
Азовский бассейн		
<b>Русский осетр</b>		
Начало хода, заготовка в море	100–200	5–15
Массовый ход, заготовка в море	40–120	2–10
<b>Севрюга</b>		
Начало хода, заготовка в море	250–400	20–35
Массовый ход, заготовка в море	200–300	10–20
Заготовка в реке, май	180–220	10–15

Существующая методика прижизненного взятия крови для индивидуального анализа физиологического состояния рыб нетравматична и соответствует современным стандартам воспроизводства осетровых рыб промышленным способом. Эта методика позволяет вести рыбоводный процесс дифференцированно, с учетом исходного физиологического состояния производителей.

Для индивидуального отбора самок, которые после гормональной стимуляции продуцируют рыбоводно-продуктивную икру, можно использовать следующие показатели (Таблица 13), позволяющие различать самок с законченным трофоплазматическим ростом ооцитов (IV завершенная стадия), незрелых рыб (IV незавершенная стадия) и истощенных рыб (после теплых зим или в конце нерестового сезона) с начальной дегенерацией половых продуктов (Баденко и др., 1984).

**Таблица 13:** Физиологические показатели «диких» производителей (Баденко и др., 1984).

Показатель	Состояние гонад, стадия зрелости ооцитов		
	IV незавершенная	IV завершенная	истощенные рыбы
Севрюга			
Белок сыворотки, г%	> 5	3–4	< 2
Общие липиды, мг%	> 2000	500–2000	< 500
Гемоглобин, мг%	> 14	8–13	< 8
Холестерин, мг%	> 250	100–250	< 100
Жир мышц, % <sup>1</sup>	> 25	14–24	< 14
Прогнозируемый % оплодотворения	27–48	86–93	не созреет
Русский осетр			
Белок сыворотки, г%	> 4,5	3,0–4,5	< 2
Общие липиды, мг%	> 1500	500–1500	< 500
Гемоглобин, мг%	> 14	8–13	< 8
Холестерин, мг%	> 200	100–200	< 100
Жир мышц, % <sup>1</sup>	> 20	8–15	< 7
Прогнозируемый % оплодотворения	50–70	82–90	не созреет

<sup>1</sup> - Содержание жира в мышцах коррелирует с биохимическими показателями крови и определяется расчетным способом.

Следует отметить, что средний уровень показателей белкового и жирового обмена диких самок (Таблица 13) на последних этапах репродуктивного цикла, свидетельствует о сбалансированности обменных процессов и нормальном течении гонадогенеза. После гонадотропной стимуляции, значения основных биохимических показателей крови снижаются у рыбоводно-продуктивных самок на 12–25%, а при переходе гонад в текучее состояние на 50–70% от исходного фона.

Показатели, значительно превышающие приведенные средние значения, характерны для незрелых особей, срок преднерестового выдерживания которых должен быть увеличен. Более низкие диагностические показатели соответствуют истощенным рыбам, использование которых в рыбоводном процессе нецелесообразно. В случае использования таких рыб для воспроизводства (редкие виды, ограниченное число производителей), срок их преднерестового выдерживания должен быть максимально сокращен, а гормональную стимуляцию следует осуществлять двукратно уменьшенной дозой препарата.

#### **4.5.3 Преднерестовая корректировка физиологического состояния производителей**

Резкое переохлаждение или наоборот, более длительная, чем оптимальная продолжительность (Таблица 12) выдерживания производителей при

нерестовых температурах снижает их способность реагировать на гонадотропные инъекции и созревание.

Для восстановления реактивности клеток фолликулярного эпителия (в случаях содержания самок при нерестовых температурах) рекомендуется внутримышечное введение препарата трийодтиронина (Т-3), из расчета 20 мг на один кг веса в сутки (в течение 2–4 суток) при их преднерестовом выдерживании. Следует отметить, что инъекции трийодтиронина не эффективны в случае продолжительного действия неблагоприятных условий и необратимых изменений (атрезии) ооцитов (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Для повышения репродуктивного качества, увеличения плодовитости и ускорения синхронизации созревания диких самок и, как следствие, более высокой оплодотворяемости икры, предложен метод инъектирования витаминов С (аскорбиновая кислота) и Е ( $\alpha$ -токоферола) в период преднерестового содержания производителей (Сорокина, 2004). Для этого используют фармацевтические препараты: раствор 10%-ной аскорбиновой кислоты (100 мг/мл) и 30%-го  $\alpha$ -токоферола-ацетата (300 мг/мл). Наибольший эффект получен при разовом введении витамина С, из расчета 10 мг на один кг тела самки, и двухнедельном курсе введения витамина Е (четырёхразовое инъектирование), из расчета 15 мг/кг (перед нерестом).

На следующий день после инъектирования витаминов Е и С рекомендуется осуществлять инъекции цианокобаламина (витамин В<sub>12</sub>) в концентрации 500 мкг/мл или 50 мкг на один кг массы тела рыбы (Матишов, Пономарёв и Пономарёва, 2007), который наряду с улучшением рыбоводно-биологических показателей (процент оплодотворения и выживаемость потомства), способствует усилению защитных функций организма, повышению стрессоустойчивости самок осетровых рыб.

## 4.6 ГОРМОНАЛЬНАЯ СТИМУЛЯЦИЯ НЕРЕСТА ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

### 4.6.1. Общие рекомендации по проведению гормонального стимулирования

Подготовку к гормональному стимулированию производителей начинают при температуре воды, близкой к значениям, оптимальным для инкубации икры, которые отличаются у различных видов осетровых (Таблица 14).

**Таблица 14:** Оптимальная температура воды (Т°С) для инкубации икры осетровых.

Вид	Русский осётр	Белуга	Севрюга	Стерлядь	Шип
Т°С	14–18	9–14	17–21	10–15	14–18

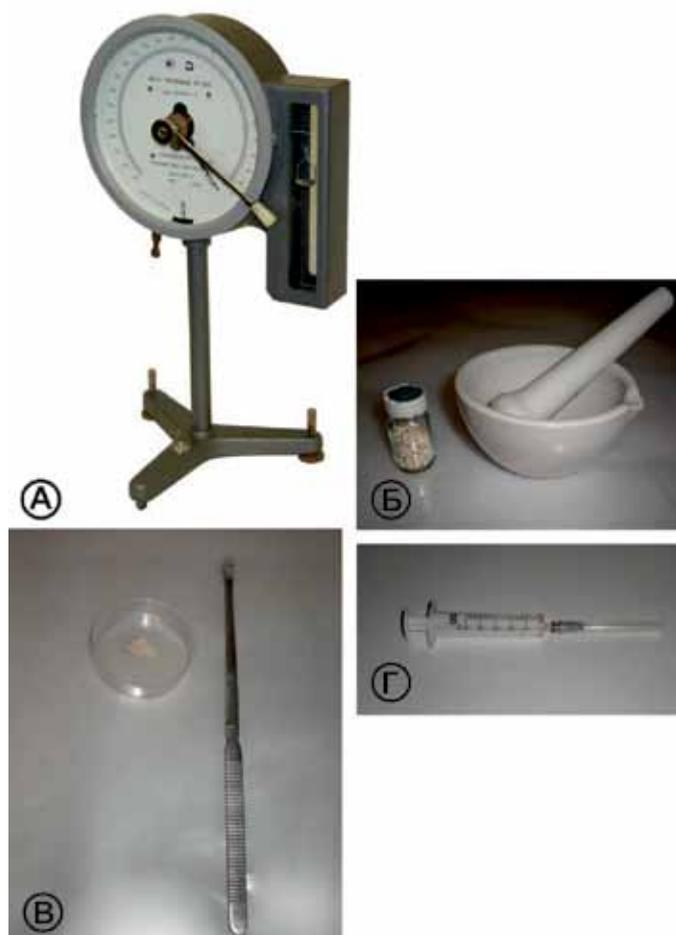
Для стимуляции созревания осетровых рыб, наиболее часто используют следующие гонадотропные препараты:

- Ацетонированный гипофиз осетровых рыб (АГП);
- Ацетонированный гипофиз карповых рыб (АГП);

- Глицериновая вытяжка гипофизов осетровых рыб (ГП);
- «Сурфагон» (GnRHa) – суперактивный аналог гонадотропин-релизинг-гормона млекопитающих (des-Gly<sup>10</sup>[D-Ala<sup>6</sup>] GnRHэтиламид).

#### 4.6.2 Общие рекомендации по инъекированию

Высушенные ацетонированные гипофизы растирают пестиком в порошок в сухой чистой фарфоровой ступке (Рисунок 58). Необходимую дозу гипофиза взвешивают на торсионных весах отдельно для самок и самцов. К взвешенной дозе добавляют физиологический раствор (6,5 г химически чистой поваренной соли на один литр дистиллированной воды) или раствор Рингера для холодноводных и осторожно перемешивают. Количество гипофиза определяют в зависимости от температуры воды, массы рыбы, вида, пола и активности препарата (в лягушачих единицах).



**Рисунок 58:** Оборудование и материалы для приготовления суспензии гипофиза: А – торсионные весы, Б – ступка и пестик для растирания гипофизов, В – растёртый гипофиз, Г – шприц для инъекций.

Для инъекций используют медицинские шприцы. Длину (2,5–3,8 см) и диаметр иглы, а также объем (1–5 мл) шприца подбирают в зависимости от размера рыбы, дозы и типа препарата. При использовании ацетонированных гипофизов необходимо использовать иглы большего диаметра (для внутривенных инъекций). При приготовлении раствора ГГП и суспензии ацетонированного гипофиза необходимо, чтобы объем готового препарата для рыб массой до 5 кг не превышал 2 мл, на каждые следующие 5 кг массы рыбы объем раствора увеличивается на 1 мл.

Инъекцию производят в спинные мышцы между спинными и боковыми жучками на уровне 3–5 спинной жучки (Рисунок 59). При введении препаратов в мышечные ткани необходимо соблюдать осторожность и следить за тем, чтобы рыба при сжатии мышц не вытолкнула препарат. При инъекции препарат не должен вводиться подкожно, опасно также слишком глубокое введение иглы.



**Рисунок 59:** Гонадотропная инъекция GnRHа: А – самцу севрюги, Б – самке русского осетра.

Если доза препарата для инъектирования велика, то её делят на две части и вводят в разные стороны спины. Приготовление и набор в шприцы суспензии ацетонированного гипофиза производится за 30–40 минут до начала инъекций. При разбавлении глицериновой вытяжки гипофиза осетровых используется дистиллированная вода. Вместе с тем, следует отметить, что в последние годы ГГП практически не применяется, вследствие прекращения производства осетрового гипофиза, получаемого от взрослых особей, обусловленного запрещением промысла осетровых.

#### 4.6.3 Применение гипофизарных препаратов

При гормональной стимуляции нереста гипофизарными препаратами следует отдавать предпочтение дробным инъекциям. Общая доза препарата зависит от температуры воды и массы рыбы (Таблица 15), а доля предварительной инъекции - от степени зрелости ооцитов, оцениваемой по значению коэффициента поляризации (Таблица 16). Следует учесть, что истощенные

рыбы более чувствительны к гипофизарным инъекциям, поэтому в этом случае дозировки препаратов необходимо снижать.

Превышение дозы гипофиза вызывает прекращение развития зародышей на последних стадиях эмбриогенеза. В результате, вылупившиеся предличинки обладают слабым, размягчённым желточным мешком и погибают в течение первых пяти суток после вылупления.

**Таблица 15:** Зависимость дозы гипофизарных препаратов от температуры воды.

Температура воды, °С	АГП осетровых, мг/кг <sup>1</sup>	АГП карповых, мг/кг	ГГП, осетровых, л.е.	Коэффициент для тощих рыб	Временной интервал между инъекциями, час
Русский осетр					
10–12	2,5	4,0	7,0	0,95	18
12–14	2,0	3,0	5,0	0,90	15
14–18	1,5	2,5	4,0	0,85	12
<18	1,0	1,5	2,5	0,80	9
Севрюга					
13–16	2,5	4,0	7,0	0,95	14
16–19	2,0	3,0	5,0	0,90	12
19–21	1,5	2,5	4,0	0,85	9
< 21	1,0	1,5	2,5	0,80	7
Белуга					
9–12	2,5	4,0	7,0	0,95	16
12–15	2,0	3,0	5,0	0,90	12
15–16	1,5	2,5	4,0	0,85	12
< 16	1,0	1,5	2,5	0,80	10
Стерлядь					
10–12	4,0	6,0	10,0	0,95	14
12–14	3,5	5,0	8,0	0,90	12
14–16	3,0	4,5	7,0	0,85	10
<16	2,5	3,5	6,0	0,80	8

<sup>1</sup> - При использовании гипофизов со стандартной активностью (3,3 лягушачьих единицы/мг).

**Таблица 16:** Зависимость дозы гипофизарных препаратов, вводимой при предварительной инъекции, от коэффициента поляризации ооцитов.

Коэффициент поляризации ооцитов, $K_{\text{п}}$	0,04	0,05	0,06	0,07	0,08	0,09	0,10	0,11	0,12	0,13
Предварительная инъекция, % от общей дозы	10	13	15	18	20	23	25	25	28	30

Традиционно, самцов всех видов осетровых инъекцируют однократно, перед разрешающей инъекцией самок. Доза вводимых гормональных препаратов для самцов в два раза меньше дозы, рассчитанной для самок.

В экспериментах с сибирским осетром (Williot, 2002; Williot *et al.*, 2009) установлено, что наибольшая двигательная активность спермиев отмечается через 36 часов после инъекции. Поэтому рекомендовалось проводить инъекцирование самцов за 2–4 часа до инъекции самок. Для стерляди Танькиным (1979) были показаны возможности получения спермы от самцов в течение четырёх суток после однократного инъекцирования. При этом многократное сцеживание спермы у самцов благоприятно сказывается на подвижности спермиев в последующих порциях спермы.

В случае отсутствия возможности надёжной оценки качества самцов (с помощью УЗИ) рекомендуется (Груслова и Тренклер, 2001), особенно, для белуги и первых партий русского осетра, начинать инъекцирование самцов на 1,5–2 суток раньше, чем самок. При этом полученную сперму сохраняют в гипотермических условиях (Раздел 5.1.4).

Груслова и Тренклер (2001) также показали возможность неоднократного получения спермы путём повторного инъекцирования гипофизарным препаратом (инъекцирование GnRHа в этом случае менее эффективно) самцов, давших полноценную сперму через 3–4 суток после первого инъекцирования.

При этом следует отметить, что данный подход (за исключением случая полного отсутствия самцов) может быть рекомендован только для товарного осетроводства, но не для генетически обоснованных программ искусственного воспроизводства (Глава 11), поскольку он приводит к снижению эффективной численности формируемых популяций. Повторное получение спермы от самцов белуги невозможно.

#### **4.6.4. Рекомендации по применению суперактивного синтетического аналога гонадотропин-релизинг-гормона млекопитающих (GnRHа, сурфагона)**

При использовании GnRHа необходимым условием созревания самок является способность гипофиза выделять в кровь под действием препарата достаточное количество гонадотропинов (Гончаров и др., 1991). При применении GnRHа негативную роль также может сыграть секреция в кровь в ответ на введение препарата, его ингибитора – дофамина (Гончаров, 1998). Подобная реакция

эндокринной системы чаще всего наблюдается у потамодромных видов и форм осетровых рыб (стерлядь и сибирский осетр ленской популяции).

Изучение движения ядра (зародышевого пузырька) и кортикальных реакций показало, что повышение дозы экзогенного гонадотропина может привести к овуляции икры, даже при неполном завершении созревания цитоплазмы и отсутствии компетентности созревания ооцитов (Nocillado, Van Eenennaam and Doroshov, 1999).

В отличие от гипофизарных препаратов, GnRHа не повреждают ооциты, даже при 400-кратном превышении доз инъекций (Гончаров, 1998). Это очень важно, особенно для белуг крупного размера (более 100 кг), когда не всегда возможно точно установить массу тела рыб. Отсутствие негативных последствий для воспроизводства при введении избыточной дозы GnRHа по сравнению с гипофизарными инъекциями было отмечено для севрюги (Чебанов и Савельева, 1996).

Важным условием успешного применения сурфагона GnRHа является соблюдение оптимального температурного режима с повышением температуры воды на 2–3°C после первой инъекции (Chebanov *et al.*, 1998; Chebanov and Savelyeva, 1999). GnRHа не стимулирует созревание рыб в условиях колебаний температуры (особенно, резкого снижения), поскольку не содержит гонадотропных гормонов и рассчитан на “мягкую” физиологическую стимуляцию нейроэндокринных центров рыб, способствуя появлению эндогенного гонадотропина, что обычно обеспечивает высокое рыболовное качество икры.

Препарат малоэффективен для больных, стрессированных или травмированных рыб, при резких перепадах атмосферного давления и нарушении гидрохимического режима.

Наиболее эффективен GnRHа при работе с самками проходных видов – севрюги, русского осетра и белуги, и самцами всех видов, для которых минимальной дозой является 1–2 мкг/кг. Препараты могут вводиться одновременно или дробно (Таблица 17).

**Таблица 17:** Рекомендации по применению GnRHа для стимуляции созревания производителей осетровых рыб (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

Температура воды, °С	Время между инъекциями, ч	Инъекции		
		предварительная, мкг/кг	разрешающая	
			Кп < 0.1 мкг/кг	0.1 ≤ Кп < 0.13 мкг/кг
Русский осетр				
12–16	12	0,5	0,5	1,0
> 16	8	0,5	0,5	0,5
Белуга				
12–15	12	0,3	1,0	1,0
15–18	9	0,3	1,0	1,0
Севрюга				
14–16	8	–	0,5	1,0
>16	6	–	0,5	0,5
>16 в сезон	6	–	1,0	1,0

В некоторых случаях возникает необходимость комбинированного применения гипофизарных препаратов и GnRHа. В этом случае, после предварительной гипофизарной, производится разрешающая инъекция GnRHа (1,0–1,5 мкг/кг). Если GnRHа инъектировать перед гипофизарным препаратом, существует опасность, что введенный после него экзогенный гонадотропин будет «лишним», что приведет к повреждению (атрезии) ооцитов.

Кроме того, в течение последних 15 лет, использование традиционного гипофиза осетровых для стимуляции созревания производителей осетровых в бассейне Азовского моря часто приводило к снижению качества гамет осетровых рыб. Сравнительный анализ реакции севрюги, пойманной в реке, на стимуляцию гипофизарным препаратом и GnRHа подтвердил, что инъекции GnRHа оказывают негативное влияние на «речную» рыбу, которая находится ближе к нерестовому состоянию и являются катализатором, активизирующим гипофиз зрелых рыб (Chebanov and Savelyeva, 1999).

## Глава 5

### Получение зрелых половых продуктов и инкубация икры

#### 5.1 ПОЛУЧЕНИЕ ЗРЕЛЫХ ПОЛОВЫХ ПРОДУКТОВ

##### 5.1.1 Контроль за ходом созревания самок и самцов

Время созревания производителей зависит от температуры воды (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981) (Таблица 18).

**Таблица 18:** Продолжительность созревания самок осетровых рыб при различной температуре (в часах после гипофизарной инъекции) (данные Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). А – время просмотра первых самок; Б – время, после которого не удается получить рыбоводно-продуктивную икру.

Температура воды, °С	Русский осетр		Белуга		Севрюга		Стерлядь		Сибирский осетр	
	А	Б	А	Б	А	Б	А	Б	А	Б
6	-	-	<b>85</b>	<b>150</b>	-	-	<b>72</b>	<b>120</b>	-	-
7	-	-	70	125	-	-	<b>58</b>	<b>105</b>	-	-
8	-	-	60	95	-	-	48	80	-	-
9	-	-	50	90	-	-	40	68	<b>48</b>	<b>73</b>
10	<b>48</b>	<b>73</b>	<u>42</u>	<u>78</u>	-	-	35	60	39	60
11	39	60	<u>35</u>	<u>67</u>	-	-	<u>30</u>	<u>52</u>	<u>34</u>	<u>51</u>
12	<u>34</u>	<u>51</u>	<u>30</u>	<u>56</u>	-	-	<u>25</u>	<u>45</u>	<u>32</u>	<u>45</u>
13	<u>30</u>	<u>45</u>	<u>27</u>	<u>50</u>	-	-	<u>22</u>	<u>40</u>	<u>27</u>	<u>45</u>
14	<u>27</u>	<u>40</u>	<u>24</u>	<u>44</u>	<b>28</b>	<b>50</b>	<u>20</u>	<u>36</u>	<u>24</u>	<u>40</u>
15	<u>24</u>	<u>36</u>	<u>21</u>	<u>40</u>	24	40	<u>18</u>	<u>33</u>	<u>22</u>	<u>36</u>
16	<u>22</u>	<u>33</u>	<u>19</u>	<u>35</u>	<u>22</u>	<u>36</u>	<u>16</u>	<u>28</u>	<u>20</u>	<u>33</u>
17	<u>21</u>	<u>31</u>	17	32	<u>20</u>	<u>32</u>	<u>14</u>	<u>26</u>	<u>18</u>	<u>28</u>
18	<u>19</u>	<u>28</u>	<b>16</b>	<b>30</b>	<u>18</u>	<u>29</u>	13	24	<u>16</u>	<u>26</u>
19	<u>17</u>	<u>27</u>	<b>14</b>	<b>30</b>	<u>16</u>	<u>27</u>	<b>12</b>	<b>22</b>	15	24
20	16	26	-	-	<u>15</u>	<u>25</u>	<b>11</b>	<b>21</b>	<b>14</b>	<b>22</b>
21	16	25	-	-	<u>14</u>	<u>23</u>	-	-	<b>13</b>	<b>21</b>
22	15	24	-	-	<u>13</u>	<u>22</u>	-	-	-	-
23	<b>15</b>	<b>24</b>	-	-	12	21	-	-	-	-
24	<b>15</b>	<b>23</b>	-	-	12	20	-	-	-	-
25	-	-	-	-	<b>11</b>	<b>19</b>	-	-	-	-
26	-	-	-	-	<b>11</b>	<b>19</b>	-	-	-	-

Примечание: Жирным шрифтом с подчеркиванием (например, **22**) обозначены оптимальные нерестовые температуры; жирным шрифтом без подчеркивания (например, **22**) – экстремальные нерестовые температуры.

В случае если для самок применялась однократная инъекция GnRHа, расчеты производятся с учетом 5–6 часовой задержки созревания.

Просмотр рыб начинают в соответствии с расчетным временем созревания первых самок. Небольших рыб сгибают в латеральном направлении и оценивают степень овуляции по выделению овариальной жидкости или икры (Рисунок 60):

- рыб, дающих струю икры, готовят к операции по сцеживанию (время от просмотра до сцеживания икры у таких рыб не должно превышать 30–40 минут, например, у севрюги это может привести к полной резорбции всей икры);
- рыб, дающих овариальную жидкость или отдельные икринки, – просматривают через 1 час;
- рыб, не показывающих признаков созревания, – просматривают через 2–3 часа.



**Рисунок 60:** Просмотр зрелой самки для оценки степени овуляции.

У крупных самок периодически пальпируют брюшко, и по степени его мягкости, определяют наиболее зрелых из них. Для оценки степени овуляции крупных рыб целесообразно использовать метод УЗИ (Глава 14), применение

которого позволяет избежать возможных стрессов. При этом рыба остается рыб в воде (Chebanov and Galich, 2009). Рыб, не показавших признаков созревания по истечению предельного времени созревания, бракуют. Для снижения стрессирующего воздействия в ходе осмотра необходимо разделять самок на группы по степени готовности к овуляции и рассаживать их по бассейнам отдельно. Для снижения потерь икры от произвольного выбоя – крупных рыб целесообразно размещать по одной или по две особи на бассейн.

Взятие половых продуктов у самцов начинают после того, как первые самки показали явные признаки созревания – обильная струя овариальной жидкости с единичными икринками. В случае обнаружения самок, готовых к немедленному отбору икры, сначала получают икру, а потом сперму.

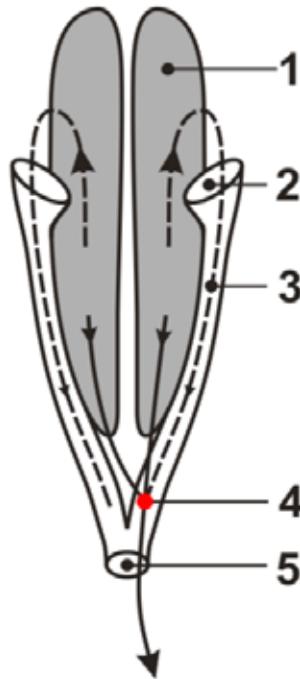
Приемы просмотра производителей, в принципе общие для всех видов осетровых, но конкретные особенности их применения зависят от вида, размеров рыб, типа рыбоводных емкостей, в которых содержатся самки после инъекции. При просмотре самок необходимо снизить до минимума стрессирующие воздействия (шум и резкие изменения освещённости). Установка мелких сит на сливных трубах из бассейнов, позволяет улавливать овулировавшие икринки, оптимизируя контроль за созреванием самок. Для снижения стрессового воздействия в тёмное время суток следует использовать красный свет с длиной волны 680 нм, который не воспринимается осетровыми (Сбикин, 1973). Для облегчения работы с самками при их просмотре, переносе к месту отбора икры и самом отборе необходимо иметь специальное оборудование и материалы (столы, носилки, рыбоводные рукава и т.п.).

### **5.1.2 Отбор овулировавшей икры**

Недостаток производителей, заготовленных в естественных водоемах, длительность и трудоемкость процесса формирования маточных стад вызывают необходимость прижизненного получения икры у самок осетровых рыб. Существует несколько методов прижизненного отбора икры.

#### ***5.1.2.1 Метод Подушки С.Б.***

В последние годы наиболее эффективным способом отбора овулировавшей икры является метод надрезания яйцеводов с последующим сцеживанием икры (Подушка, 1986), являющийся наименее травматичным для рыб (Рисунок 61).



**Рисунок 61:** Схема, иллюстрирующая расположение яичников и яйцеводов в полости тела осетровых (Подушка, 1999): 1 – яичник; 2 – воронка яйцевода; 3 – яйцевод; 4 – место надреза; 5 – генитальное отверстие.

Примечание: пунктирная линия показывает путь овулировавшей икры при естественном нересте, сплошная линия – при сцеживании после надрезания яйцевода.

При использовании этого метода самку помещают на специальный наклонный столик, соответствующий размеру рыбы, в положении на спине головой вверх, так чтобы хвост свисал. Через половое отверстие вводят скальпель, направленный режущей поверхностью вверх (ширина лезвия должна быть меньше диаметра генитального отверстия оперируемой рыбы) и делают надрез длиной 1–2 см в каудальной части стенки одного или обоих яйцеводов, открывая тем самым небольшое отверстие в брюшной полости (Рисунок 62).



**Рисунок 62:** Надрезание яйцевода выращенной самки севрюги (Южный филиал Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия).

Через полученный разрез икру сцеживают, аккуратно массируя заднюю треть брюшка (Рисунок 63). Для поддержания сделанного разреза в открытом состоянии можно использовать рукоятку скальпеля или шпатель.



**Рисунок 63:** Сцеживание икры севрюги после надрезания яйцевода (Южный филиал Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства, Краснодар, Россия).

Сцеживание продолжают до тех пор (обычно от 2 до 20 мин в зависимости от размера самок), пока икра свободно вытекает из полости тела. Через час после первого сцеживания, при котором отбирают 80–90% икры, проводят второе, не требующее нового надреза яйцевода, а у крупных и высокоплодовитых рыб иногда и третье сцеживание (Подушка, 1999). После получения икры не требуется зашивать и дополнительно обрабатывать разрез.

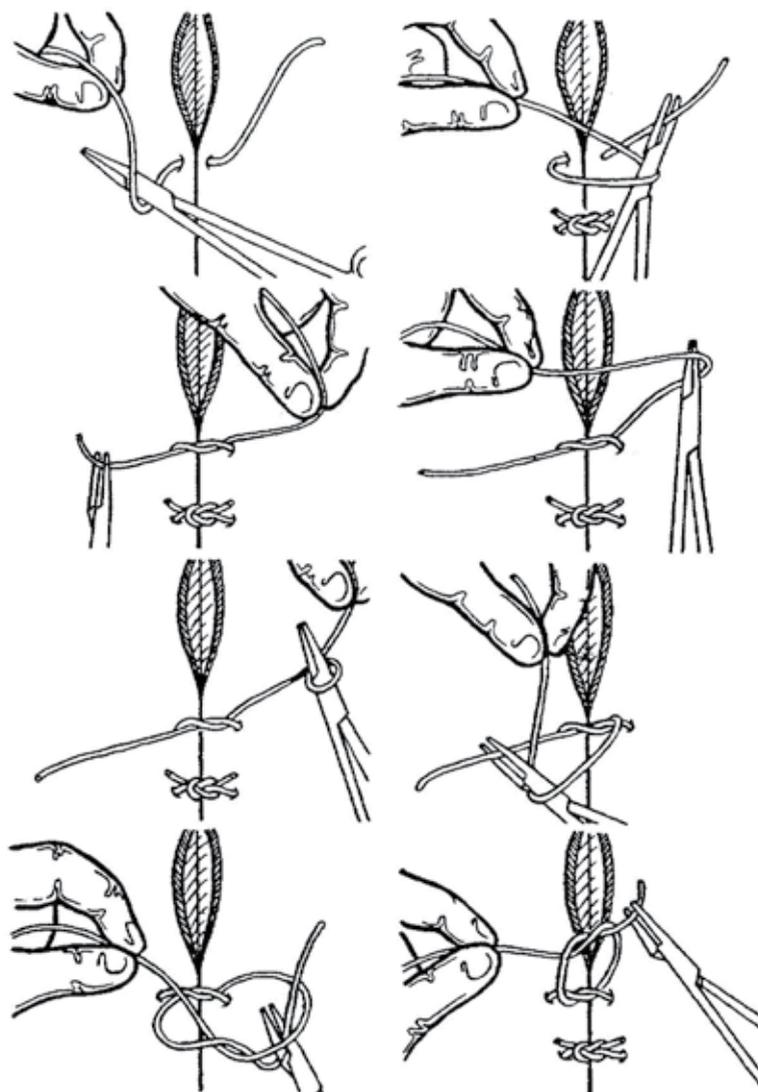
В некоторых случаях абдоминальные поры у самок могут быть настолько велики, что без надреза и дополнительных усилий через них может быть сцежена в один или два приема вся овулировавшая икра, как при использовании метода Подушки. Другой риск связан с возможностью случайного повреждения почки или кровеносных сосудов в прямой кишке. Обычно подобные повреждения не приводят к смерти производителей.

Неопытный оператор может повредить прямую кишку производителей скальпелем. В этом случае овулировавшая икра выходит через анальное отверстие. Как правило, ректальные раны, нанесенные скальпелем, достаточно быстро заживают, в редких случаях может произойти заражение. В целом, подобные повреждения не опасны для жизни производителей. Минимально инвазивный микрохирургический метод применяется уже более 20 лет, и многие самки различных осетровых видов подвергались процедуре сцеживания более семи раз.

### ***5.1.2.2 Лапаротомия***

Для более крупных рыб (более 130 кг) целесообразно использовать метод лапаротомии (Бурцев, 1969; Doroshov *et al.*, 1983; Conte *et al.*, 1988; Mohler, 2003). Под общей анестезией скальпелем выполняется продольный разрез (длиной 8–14 см, в зависимости от размеров самки) в задней трети брюшка, с отступом 1,5–2,0 см от средней линии. Через этот разрез затем отбирается овулировавшая икра.

После отбора икры разрез зашивают кетгутом, хирургическим шёлком или капроновой нитью (Рисунок 64). Зашивание разреза является наиболее трудным этапом оперативного метода, ввиду того, что тело осетровых покрыто костными пластинками.



**Рисунок 64:** Пример наложения послеоперационных швов (Summerfelt and Smith, 1990, по Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001).

Область послеоперационной раны (Рисунок 65) необходимо обработать антисептиком. В течение последующих одной-двух недель за самками ведётся наблюдение. Выживаемость самок при использовании лапаротомии составляет 90% для белуги и 85% для русского осетра (Шевченко, Попова и Пискунова, 2006).



**Рисунок 65:** Послеоперационное наложение швов.

Предложены различные экспериментальные модификации метода лапаротомии для получения овулировавшей икры самок осетровых рыб, например, небольшой угловой разрез (2,5 см), использование искусственной овариальной жидкости и даже вставление фистулы для исключения стресса производителей при многократном отборе икры (Wakeford, 2001).

#### **5.1.2.3 Метод многократного сцеживания**

Арлати и др. (Arlati *et al.*, 1988) использовали метод получения овулировавшей икры путём многократного сцеживания из яйцеводов небольшими порциями в течение длительного времени (6–12 часов), без операционного вмешательства. Как правило, за одно сцеживание можно получить до одного литра икры. Недостатками данного метода является длительность, трудоёмкость, ухудшение качества икры к последним порциям и неполное извлечение икры. Этот метод не пригоден для получения икры от крупных промышленных партий самок.

#### **5.1.2.4 Биотехника Брука**

Усовершенствованная биотехника отцеживания предложена Бруком, Диком и Чоудхэри (Bruch, Dick and Choudhury, 2001) и заключается в постоянном (двухтактном) изменении направления массирования брюшной полости на противоположное: первое движение – от воронок яйцеводов к генитальному отверстию, второе – вдоль всей брюшной полости от анальных плавников к воронкам яйцеводов. Как показано в указанной выше работе, быстрые надавливания (20 движений за 15 сек) большими пальцами вдоль боковой части рыбы (напротив яйцевода) и обратно позволят последовательно опорожнять яйцевод и наполнять его икрой.

Следует подчеркнуть, что во время получения икры следует избегать попадания в икру крови, воды, слизи, что негативно сказывается в дальнейшем на её рыболовном качестве, а также исключить тряску и воздействие прямого солнечного света.

### 5.1.3 Анестезия производителей

При отборе половых продуктов у крупных рыб массой более 40 кг (белуга, белый осётр, калуга (*Huso dauricus*), китайский осётр (*Acipenser sinensis*) целесообразно применять анестезию. В практике осетроводства используются следующие анестетики:

- трикаинметансульфонат (MS-222) 40 мг/л (ванны). В мягкой слабощелочной воде (< 30 мг/л CaCO<sub>3</sub>) необходимо повышать pH добавлением NaHCO<sub>3</sub>. Например, при использовании MS-222 в его раствор концентрации 100 мг/л необходимо добавлять 200–250 мг бикарбоната натрия;
- гвоздичное масло (эвгенол-4-аллил-2-метоксифенол (C<sub>10</sub>H<sub>12</sub>O<sub>2</sub>)– 70–90%, ацетат эвгенола до 17% и кариофилен – от 5 до 12% (Коуржил и др., 2004). Концентрация гвоздичного масла 0,1 мл/л оказалась эффективной для анестезии различных видов и гибридов осетровых (Подушка, Чебанов, 2007). В случае использования 5% раствора эвгенола (95% этилового спирта) - ванны при температуре воды 15°C – 200 мг/л, при более высоких, выше 20°C – 100 мг/л (Mohler, 2003). Другие авторы (Van Eenennaam, Bruch and Kroll, 2001), при использовании гвоздичного масла применяли концентрацию 17–60 мг/л. Чувствительность рыб к воздействию гвоздичного масла зависит от температуры воды, при более высоких температурах анестезия и процесс восстановления наступают быстрее. Вместе с тем, следует отметить, что при использовании этого препарата, процесс восстановления производителей дольше в 5–6 раз, чем при использовании MS-222.

Кроме того, для орошения жабр можно использовать 0,1% спиртовой раствор этомидата (Прописцин) (Trzebiatowski *et al.*, 1996), или 5% раствор кетамина который перед орошением жабр разводится физиологическим раствором в концентрации 1:3. Также возможно внутривенное введение 5% раствора кетамина-гидрохлорида (кетамин– C<sub>13</sub>H<sub>16</sub>ClNO) 4–10 мг на один кг массы рыбы. Анестезия достигается через 4–5 мин. и продолжается около 10 мин.

Для орошения жабр при анестезии производителей русского осетра использовались также бензокаин (C<sub>9</sub>H<sub>11</sub>NO<sub>2</sub>) (0,3 г/л) с дозой 0,06 г, лидокаин (C<sub>14</sub>H<sub>22</sub>N<sub>2</sub>O) (0,4 г/л) с дозой 0,08 г и новокаин (0,4 г/л) с дозой 0,1–0,2 г (Голованова и др., 2004).

Рыба считается «готовой к операции» после полного обездвиживания и прекращения движения жаберными крышками.

### 5.1.4 Получение спермы и её хранение в гипотермических условиях

Отбор спермы у крупных рыб (массой выше 7 кг) производят с помощью уретрального катетера соединенного со шприцом Жане (150 мл) (Рагаука, 1993), а у мелких рыб – путем сгибания самцов, направляя струю эякулята

в сухие чашки. В случае задержки использования отобранной спермы, кратковременное её хранение осуществляют при температуре не выше температуры воды, в которой содержались самцы.

Использование шприца Жане не требует переливания спермы в другие емкости, исключает попадание воды и слизи и позволяет отмерить необходимое количество спермы без применения дополнительной мерной тары (Рисунок 66).



**Рисунок 66:** Шприц Жане и уретральные катетеры.

Стандартный набор включает 10 катетеров пяти различных размеров, что позволяет подбирать катетер, плотно входящий в половое отверстие, не повреждая его. Катетер и шприц должны быть сухими и чистыми. Самца фиксируют на боку, брюхом к самому краю столика, одновременно зажимая половое отверстие и насухо вытирают брюшную часть, чтобы предотвратить попадание жидкости в сперму.

Катетер вводят в один из семяпроводов на глубину 3–5 см и начинают отбор спермы (Рисунок 67), наблюдая, чтобы катетер не присасывался к стенкам семяпровода, т.к. это может их повредить и привести к попаданию крови в сперму. При отборе образцов спермы необходимо, в первую очередь, отбраковать эякуляты в которых видны сгустки крови, желчь и другие загрязнения.



**Рисунок 67:** Отбор спермы.

В ряде случаев, необходимо обеспечить гипотермическое хранение (1–2 суток и более) отобранной заранее спермы; при этом сперма отбирается в сухие полиэтиленовые пакеты или другие сухие ёмкости заполняемые смесью (кислород:воздух) 1:1, или, что несколько хуже, чистым кислородом, где оптимально хранится при температуре 0–0,5°C, но не выше 3,0°C тонким слоем (не более 0,5 см). Пакеты могут сохраняться в бытовых холодильниках, в транспортных контейнерах (можно использовать медицинские сумки-холодильники) для перевозки или в пенопластовых ящиках со льдом (которые в случае транспортировки обеспечивают поддержание температуры не выше 4°C), при этом скорость охлаждения спермы не должна превышать 15 (лучше не более 10)°C/час. Ди Лауро и др. (Di Lauro *et al.*, 1994) ежедневно заменяя кислород, удалось сохранить сперму атлантического осетра течение 5 суток, с подвижностью 80% и выживаемостью 99%. При этом в одном образце удовлетворительное качество спермы наблюдалось после 17 суток хранения. Следует отметить, что во время транспортировки необходимо избегать резких толчков и сильной вибрации, поскольку взбалтывание перевозимой спермы недопустимо.

### 5.1.5 Оценка качества спермы

Для оценки качества спермы осетровых рыб используется три подхода.

#### 5.1.5.1 Подвижность сперматозоидов по шкале Персова (Персов, 1941)

- 5 баллов – наблюдается поступательное движение всех спермиев.
- 4 балла – заметно поступательное движение большинства спермиев, но в поле зрения встречаются спермии с зигзагообразным и колебательным движением.
- 3 балла – зигзагообразное и колебательное движение преобладает над

поступательным, имеются неподвижные спермии.

- 2 балла – поступательное движение отсутствует, наблюдается только колебательное и изредка зигзагообразное, большой процент неподвижных спермиев (до 75%).
- 1 балл – все спермии неподвижны.

Для исследования подвижности спермиев пробу разбавляют водой в соотношении 1:20–1:50. Температура воды должна соответствовать температуре эякулята. Бракуются эякуляты, в которых активация спермиев наблюдается без добавления воды, и в которых спермии слипаются в комки.

#### 5.1.5.2 Концентрация спермиев в единице объема эякулята

Концентрация спермиев в единице объема эякулята (оценивается визуально, млрд./мл):

- водянистая, цвета молочной сыворотки – <1;
- жидкая, цвета разбавленного молока – 1–2;
- цвета цельного молока, иногда с желтоватым оттенком →2.

Эякуляты с концентрацией спермиев менее 1 млрд./мл не рекомендуется использовать для осеменения и тем более, для гипотермического хранения (Таблица 19). Экспериментально установлено, что оптимальными соотношениями для оплодотворения одной икринки русского осетра является 500 000 подвижных спермиев, северяги – 300 000 (Трусов и Пашкин, 1964).

**Таблица 19:** Количество спермиев в 1 см<sup>3</sup> эякулята (данные Гинзбурга (1968), кроме данных, отмеченных особо).

Вид	Количество спермиев, млрд.		
	минимальное	максимальное	среднее
<i>H. huso</i>	0,58	6,4	2,51
<i>A. ruthenus</i>	0,59	2,41	-
<i>A. gueldenstaedtii</i>	1,07	3,16	-
<i>A. gueldenstaedtiicolchicus</i>	0,14	7,55	2,56
<i>A. gueldenstaedtii persicus</i>	0,6	1,5	-
<i>A. stellatus</i>	0,90 <sup>1</sup>	10,37 <sup>1</sup>	3,19 <sup>1</sup>
	0,12	7,30	2,89
<i>A. ruthenus</i>	0,59	2,41	-

<sup>1</sup> - данные Персова (1975).

### 5.1.5.3 Время сохранения активности сперматозоидов в воде

В норме время сохранения активности сперматозоидов в воде составляет более трех минут (Таблица 20).

Концентрация сперматозоидов может быть определена также с использованием стандартного метода гемацитометрии.

**Таблица 20:** Срок сохранения спермой оплодотворяющей способности в условиях гипотермического хранения в зависимости от исходных активности и времени сохранения подвижности (Сборник инструкций..., 1986 с дополнениями).

Активность сперматозоидов, баллы	Срок гипотермического хранения, сутки			
	с сохранением подвижности >5 мин.	с сохранением подвижности 3–5 мин.	с сохранением подвижности 2–3 мин.	с сохранением подвижности <2 мин.
4-5	1	2–3	4–5	5
3	0	1	2–3	3–4
2	0	0	0	< 1
1	не подлежит гипотермическому хранению			

Для точной и объективной оценки качества спермы используются современные методы поточной цитометрии, позволяющие измерять скорость и траектории движения спермиев, концентрацию, количество живых и мёртвых клеток, и другие характеристики с использованием компьютерных программ и видеомониторинга (Billard *et al.*, 1999; Cosson *et al.*, 2000; Павлов, 2006). К сожалению, в традиционной практике осетроводства эти методы практически не используются, но при сохранении редких и исчезающих видов осетровых и отборе самцов при формировании маточных стад, а также при криоконсервации спермы их применение необходимо.

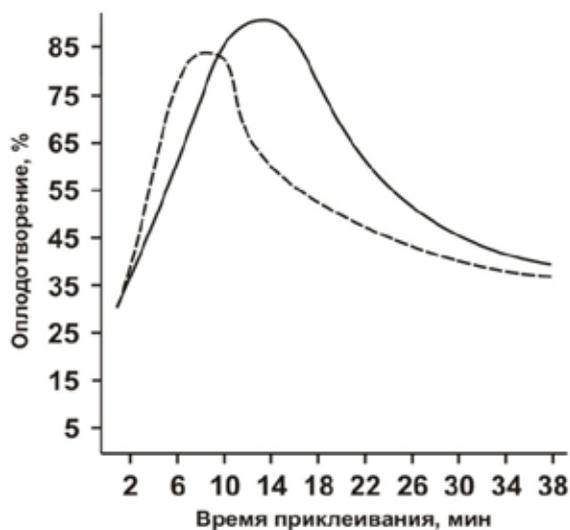
При хранении в одной емкости спермы от разных самцов, оплодотворяющая способность такой смеси может резко снизиться и, даже быть полностью утрачена в течение 20–30 мин.

### 5.1.6 Оценка качества овулировавшей икры

Качество икры и ее пригодность к оплодотворению определяется визуально, при этом учитывается однородность окраски, правильная форма икринок, отсутствие резорбированных и активированных икринок, прозрачная овариальная жидкость и др. Кроме того, в качестве критериев оценки степени созревания можно использовать упругость икринок и способность

их приклеиваться к субстрату при попадании в воду. Различия скорости приклеивания икринок семи видов осетровых были установлены Воробьёвой и Марковым (1999). Анадромные виды осетровых имеют высокие скорости приклеивания икринок, вместе с тем, было установлено, что икра зелёного осетра (*A. medirostris*) имеет низкие скорости приклеивания (Deng, Van Eenennaam and Doroshov, 2002).

Так, для зрелой икры русского осетра оптимальным считается время, в течение которого 90–95% икринок после осеменения приклеиваются к субстрату за 8–19 мин. Для белуги это время составляет 4–6 мин, для севрюги 5–12 мин (Горбачёва, 1977). При определении способности к оплодотворению время приклеивания у перезревшей икры составляет у русского осетра – 4–6 мин, у белуги – 2–4 мин, у севрюги – 2–4 мин, или более 30 мин (Рисунок 68). Для такой икры характерна низкая способность к оплодотворению и высокая гибель в период эмбрионального развития.



**Рисунок 68:** График зависимости между временем приклеивания к субстрату и способностью к оплодотворению осеменённой икры: (---) – русский осётр, (----) – севрюга (Горбачёва, 1977).

При недостатке икры хорошего качества такую (перезрелую) икру можно использовать для воспроизводства, но инкубировать её следует при низкой плотности загрузки инкубационных аппаратов, а личинок подращивать первые две недели при меньших плотностях посадки (Глава 6). Большая продолжительность времени от осеменения до приклеивания свидетельствует о задержке овуляции, а меньшая – о перезревании самок. Таким образом, данный экспресс-метод позволяет не только определять оптимальное время осеменения икры по времени её приклеивания к субстрату (скорости наступления клейкости оболочек), но и отбирать для последующей инкубации качественную икру.

## 5.1.7 Искусственное осеменение икры

### 5.1.7.1 Техника осеменения

Следует отметить, что традиционно используемое на рыбоводных заводах осеменение всей икры, полученной от одной самки смесью спермы от нескольких самцов, не обеспечивает должного уровня генетической разнокачественности получаемого потомства, формирование которой особенно важно в условиях ограниченного числа производителей и низкой эффективной численности искусственно формируемой популяции.

Сперма различных самцов имеет разную активность и концентрацию, в значительной мере зависящие от физиологического состояния самцов, условий их преднерестового выдерживания и получения спермы, кратности и времени отбора эякулята. В случае оплодотворения икры от одной самки спермой разного качества велика вероятность преобладания в потомстве особей от одного самца, что неприемлемо при формировании гетерогенного стада или популяции. Для получения генетически-разнокачественного потомства осетровых рыб, икру, полученную от одной самки, целесообразно разделять на 3–5 порций, осеменяя каждую порцию спермой одного самца (Рисунок 69). После оплодотворения икру можно объединить, обесклеивая и инкубируя вместе. При резком сокращении численности «диких» самок, используемых рыбопроизводными предприятиями, увеличение количества самцов, используемых при скрещивании, позволяет повысить эффективную численность искусственно формируемых популяций (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).



**Рисунок 69:** Разделение икры на порции для осеменения.

Осеменение икры осетровых проводят полусухим «русским» способом. Данный метод позволяет избежать проявления полиспермии, обусловленной наличием в яйцах осетровых рыб большого числа микропиле (в среднем: русский осётр – 9,7; белуга – 6,6; севрюга – 4,8; аральский шип – 7,2; южнокаспийский шип – 4,2; стерлядь – 6,7) (Гинзбург, 1968; Воробьёва и Подушка, 1999, Подушка, 2008a; Debus, Winkler and Billard, 2002).

Следует отметить, что и через несколько часов после овуляции часть слоя фолликулярных клеток может наблюдаться на поверхности овулировавших ооцитов, иногда покрывая поле микропиле и препятствуя оплодотворению. Поэтому, Бийяр (Billard, 2000) рекомендовал проводить осеменение через час после сцеживания икры.

Для кратковременного хранения икры (например, в случае массового созревания самок и нехватке самцов), ее необходимо хранить под слоем овариальной жидкости (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981; Gisbert and Williot, 2002a). Перед осеменением необходимо по возможности осторожно и быстро слить из ёмкости с икрой овариальную жидкость, препятствующую оплодотворению икры. Икра осетровых быстро теряет способность к оплодотворению в случае контакта с воздухом и под воздействием прямых солнечных лучей, а также при высокой температуре (выше нерестовой). Поэтому, икру перед осеменением необходимо сохранять, а осеменение следует проводить в тени (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Икру и сперму отбирают в сухие ёмкости. В икру добавляют раствор спермы в воде в концентрации 1:200 (10 мл или несколько больше при невысоком качестве спермы на 2 л воды), что обеспечивает наибольшую вероятность моноспермного оплодотворения. Данное соотношение может быть несколько изменено в зависимости от количества в икре овариальной жидкости. Избыток оплодотворяющего раствора при оплодотворении «полусухим» способом не может иметь негативных последствий, поэтому необходимо обеспечить соотношение икры и раствора, при котором обеспечивается контакт всех икринок с оплодотворяющим раствором и всю смесь легко перемешивать. После добавления оплодотворяющего раствора икру интенсивно перемешивают в течение 2 мин (Рисунок 70).

В последние годы также используется «двухтактное» осеменение: после 50–60 сек. осеменения весь оплодотворяющий раствор из ёмкости с икрой выливается и заливается новый раствор со спермой для завершения осеменения.



**Рисунок 70:** Осеменение икры.

В исследовательской работе (Billard *et al.*, 1999) для обеспечения синхронной активации всех сперматозоидов применяли двукратное разведение спермы. Сначала сперму развели в соотношении 1:20 в разбавителе с осмотической концентрацией, близкой к значениям спермиальной жидкости, не вызывающей активацию спермиев, а в потом в активирующем растворе в соотношении 1:30. В этом случае, при конечном разведении 1:600, достигалась наилучшая активация спермы сибирского осетра.

#### **5.1.7.2 Продолжительность осеменения**

Технологически продолжительность пребывания икры в оплодотворяющем растворе по действующим рекомендациям определяется по следующим параметрам:

- продолжительность оплодотворяющей способности спермы;
- время, на протяжении которого икра способна к оплодотворению;
- время до приобретения икрой клейкости.

Действующие рекомендации (Сборник инструкций ..., 1986) определяют продолжительность осеменения для разных видов осетровых рыб от 3 до 5 мин., обеспечивая максимальную реализацию оплодотворяющего потенциала спермы, вместе с тем практически вся полноценная икра, способная к осеменению, оплодотворяется в течение первых 30–60 секунд. При этом у

части рыб, особенно стерляди, икра приобретает клейкость еще до завершения процедуры оплодотворения, что затрудняет работу.

Действительно, через 30 сек. после активации, спермии существенно замедляют поступательное движение, а через 2 мин. количество активных спермиев остаётся менее 10% (Billard, 2000). Заметим, что Молер (Mohler, 2003) рекомендует перемешивать руками икру с оплодотворяющим раствором только 1 мин., а затем 1–2 мин. не осуществлять никаких движений.

### 5.1.8 Обесклеивание икры

В качестве обесклеивающего вещества традиционно применяют минеральный ил или тальк, однако наиболее эффективным обесклеивателем является «голубая» или вулканическая глина (Подушка, 1999).

Эффективным средством является также танин, применение которого требует точности дозировки и времени обработки (Таблица 21), поскольку превышение этих параметров может вызвать гибель икры (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004). Описан также другой метод более продолжительного (10 мин.) использования танина при концентрации 0,15 г/л (Rottmann, Shireman and Charman, 1991), однако широкого применения этот метод не имеет.

Икру обесклеивают в специальных аппаратах или вручную. Рекомендации по применению различных веществ и техники (Рисунки 71, 72) обесклеивания икры осетровых приведены в Таблице 21.



**Рисунок 71:** Аппараты для обесклеивания икры.



**Рисунок 72:** Обесклеивание икры вручную.

**Таблица 21:** Рекомендации по обесклеиванию оплодотворенной икры осетровых.

Препарат	Подготовка к применению	Количество препарата на 5 л воды	Продолжительность обработки	Техника обесклеивания
Минеральный ил	Заготавливается осенью, очищается от мусора и примесей, прокаливается для дезинфекции, хранится в виде густой суспензии, перед применением разводится до консистенции сметаны.	1л суспензии	35–45 мин	В аппаратах АОИ или АОК, вручную в эмалированных, алюминиевых или пластиковых тазах.
Тальк	Добавляется в воду непосредственно перед обесклеиванием	100 г	45–60 мин	-  -
«Голубая глина» (ТУ 5142-001-46893474-97) (Подушка, 1999а)	Хранится в сухом виде, за сутки перед применением разводится кипятком до консистенции жидкой сметаны.	300 г сухой глины	35–45 мин	-  -
Танин	Растворяется в воде непосредственно перед применением.	2,5 г	40 сек	Только вручную
		0,75 г	10 мин	

При обесклеивании в емкость заливают суспензию глины, после чего смесь либо помещают в аппарат для обесклеивания, либо осторожно перемешивают рукой. Для обеспечения необходимого насыщения суспензии кислородом, через 15–20 минут после внесения ила, добавляют порцию чистой воды (20–25% объема). Продолжительность обесклеивания зависит от вида осетровых (клейкости икры).

После обесклеивания икру промывают водой до полного удаления обесклеивающего вещества. Используемая для промывки вода должна обладать нормативными гидрохимическими показателями (высокий уровень содержания кислорода и др.) и иметь нерестовую температуру.

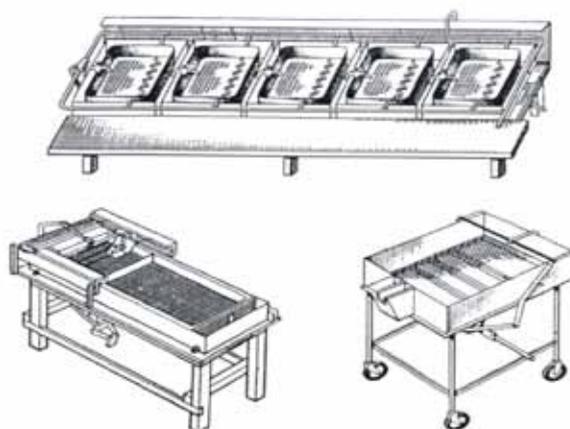
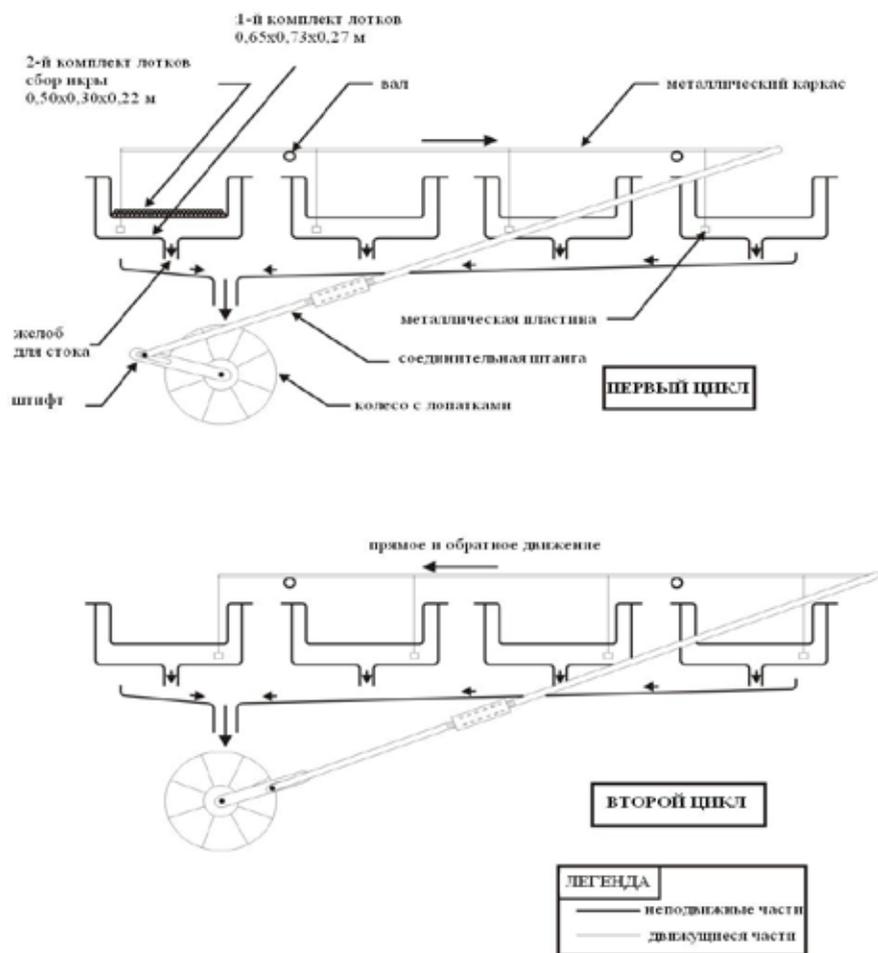
## **5.2 ИНКУБАЦИЯ ИКРЫ**

### **5.2.1 Инкубационные аппараты**

Для инкубации икры осетровых используют специальные аппараты, обеспечивающие равномерное омывание икры и подъем её в толщу воды.

#### ***5.2.1.1 Инкубационный аппарат Ющенко***

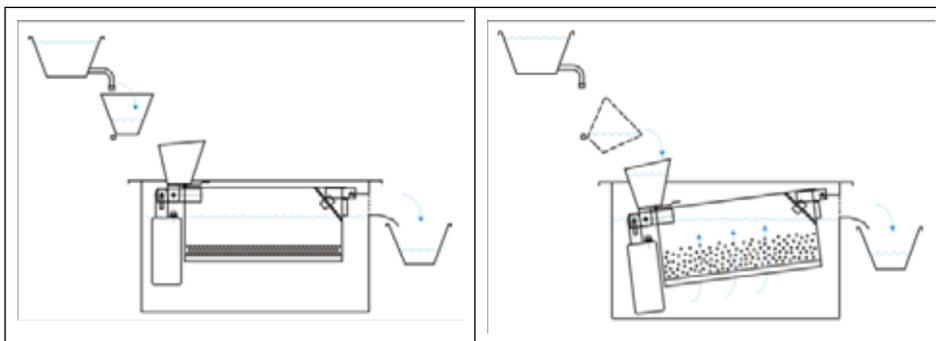
Инкубационный аппарат Ющенко состоит из наружного и внутреннего (с дном из латунной сетки ячеей 0,8 мм) ящиков (Рисунок 73). Под сеткой находится лопасть, которая с помощью шарнирного устройства при подаче воды создает вихревые токи воды, перемещающие икру. Период времени между двумя последующими движениями лопастей зависит от скорости заполнения ковша водой. От интервала движения лопастей, в свою очередь, зависит время пребывания икры во взвешенном состоянии в толще воды.



**Рисунок 73:** Схема и внешний вид аппарата Ющенко.

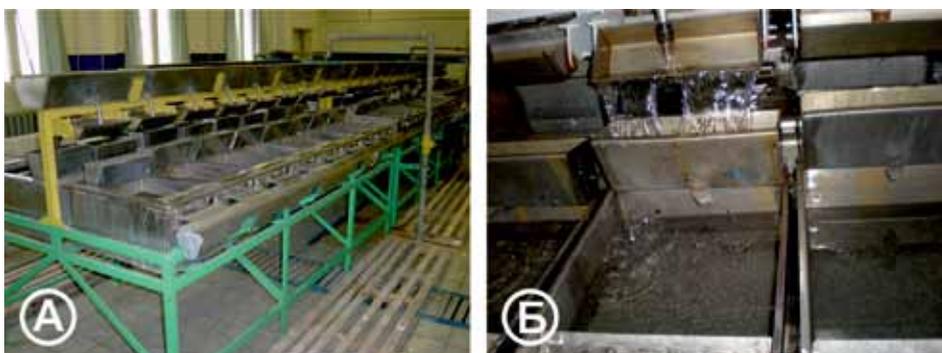
### 5.2.1.2 Инкубационный аппарат «Осетр»

Инкубационный аппарат «Осетр» состоит из каркаса, двух емкостей с восемью инкубационными ящиками каждая, перекидных ковшей, водоподающего желоба, сливных лотков и личинкоприёмника (Рисунок 74, 75).



**Рисунок 74:** Схема инкубационного аппарата «Осетр».

Инкубация икры происходит во взвешенном состоянии, которое обеспечивается колебательными движениями рыбоводных ящиков за счет периодической подачи воды из опрокидывающихся ковшей. После вылупления предличинки по сливным лоткам поступают в личинкоприемник. Инкубация икры в усовершенствованных бесшумных аппаратах «Осетр» способствовала большему выходу предличинки и повышению их выживаемости (Тихомиров и Никоноров, 2000).



**Рисунок 75:** Инкубационный аппарат «Осетр»: А – одна из сторон аппарата, Б – инкубационные ящики аппарата «Осетр» в период инкубации икры белуги.

Следует отметить, что при полной загрузке инкубационный аппарат «Осетр» вмещает около двух миллионов оплодотворённых икринок, но в последние годы, особенно на небольших осетровых хозяйствах, используют модифицированные аппараты «Осетр», рассчитанные на 2–4

ящика. Кроме того, в ряде случаев эффективно размещение отдельных ящиков непосредственно на бассейнах или лотках, в которые с током воды попадают вылупившиеся предличинки (Рисунок 76). Подобные конструкции использовались на Краснодарском осетровом заводе ещё более 30 лет назад (Орлов, Гаранов, 1977).



**Рисунок 76:** Отдельные секции модифицированного аппарата «Осётр».

### **5.2.1.3 Инкубационные аппараты Вейса или Мак-Дональда**

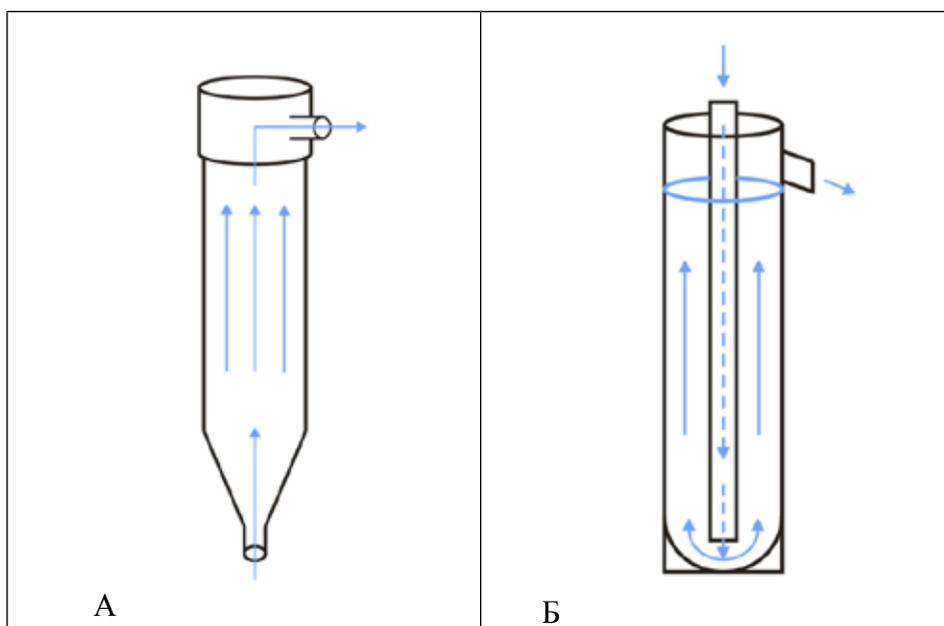
В случае инкубации относительно небольшого количества икры, можно использовать широко известные в мировой аквакультуре аппараты вертикального типа Вейса или Мак-Дональда, как в виде систем по 9–10 штук (Conte *et al.*, 1988), так и отдельно (Рисунок 77, 78, 79), обеспечивая вылупление предличинок непосредственно в бассейн.



**Рисунок 77:** Инкубационные аппараты Вейса.



**Рисунок 78:** Аппараты Мак-Дональда: А – инкубационная линия, Б – отдельные аппараты, смонтированные на бассейны для вылупления предличинок.



**Рисунок 79:** Схема инкубационных аппаратов: А - Вейса, Б - Мак-Дональда.

#### 5.2.1.4 Подготовка инкубационных аппаратов

Перед закладкой икры проверяют систему подачи и сброса воды в аппаратах, их комплектность и состояние инкубационных секций. Водоподводящую систему промывают, аппараты после промывки дезинфицируют и вновь промывают чистой водой.

### 5.2.2 Нормы закладки икры на инкубацию

Учет количества инкубируемой икры осуществляют при закладке в аппараты объёмным или весовым методом. Норма загрузки икры в инкубационные аппараты представлены в Таблице 22.

**Таблица 22:** Норма загрузки икры в инкубационные аппараты.

Вид	Норма загрузки, тыс. шт.					Вейса (8л)
	Ющенко (для 1 секции)	Осетр (для 1 инкуб. ящика)	Мак-Дональда			
			5 л	6,5 л	13 л	
Русский осётр	220–250	130–150	15	20	40	25
Севрюга	240–260	200–220	20	25	50	30
Белуга	150–165	100–110	13	17	35	20
Шип	220–250	130–150	15	20	40	25
Стерлядь	200–250	200–250	23	30	60	35

Следует отметить, что приведенные нормы загрузки инкубационных аппаратов Ющенко и «Осетр» были разработаны и использовались на рыбоводных заводах Азовского и Каспийского бассейнов (Сборник инструкций..., 1986) в период максимальных объемов заготовки диких производителей и необходимости единовременной инкубации десятков миллионов икры. В современных условиях нормы загрузки аппарата «Осетр» целесообразно снизить на 20–30%.

### 5.2.3 Расход воды в инкубационных аппаратах

Расход воды в аппаратах устанавливают в зависимости от их типа. Интенсивность потребления кислорода в процессе эмбрионального развития существенно возрастает: осетра - в 20–25 раз, севрюги – в 15–27, шипа – в 39–50 раз (в расчёте на один г - живой массы и на одну икринку) (Коржуев, Никольская и Родзиевская, 1960). Содержание растворенного в воде кислорода не должно снижаться менее 7,5 мг/л. Концентрация ниже 6,0 мг/л (80% насыщения) приводит к различным отклонениям в развитии (гипертрофия сердца, водянка перикарда и др.), концентрация кислорода 3,0–3,5 мг/л приводит к полной гибели эмбрионов. Для создания благоприятного кислородного режима (6,6–9,0 мг/л) необходимо обеспечить расход воды: в аппарате Мак-Дональда (13 л) - от 4–5 л/мин (30–40% объёма в минуту) до 10 л/мин на завершающих стадиях (Conte *et al.*, 1988), в аппарате Вейса – 1–8 л/мин.

Нормы расхода воды в аппарате Ющенко в зависимости от стадии эмбрионального развития представлены в таблице 23, а в аппарате «Осетр» в таблице 24.

**Таблица 23:** Удельный расход воды в аппарате Ющенко (Мильштейн, 1982).

Стадии развития	Период движения лопасти, сек.	Расход воды, л/мин. на 100 тыс. икринок	
		белуга и русский осетр	севрюга
От морулы до конца гастрюляции	40–45	2,4	1,2
От конца гастрюляции до стадии подвижного эмбриона	30–35	3,4	1,7
Вращающийся эмбрион, вылупление предличинки	20–25	5,5	3,3

**Таблица 24:** Удельный расход воды в аппаратах «Осетр» (Сборник инструкций..., 1986).

Стадия развития	Расход воды на 100 000 икры, в аппарате, л/мин
Дробление	2,0–2,3
Гастрюляция	2,3–3,0
Начало пульсации сердца	3,0–4,5
Стадия подвижного эмбриона	4,5–5,0
Вылупление предличинки	5,8–6,2

#### 5.2.4 Освещенность

Уровень освещенности инкубационных аппаратов должен соответствовать видовым требованиям (белуга – менее 100 лк, севрюга – 20–100 лк, русский осетр и шип – 10–20 лк (Касимов, 1987). При большей освещенности увеличивается число аномалий развития и снижается выживаемость эмбрионов.

#### 5.2.5 Контроль инкубации икры осетровых рыб

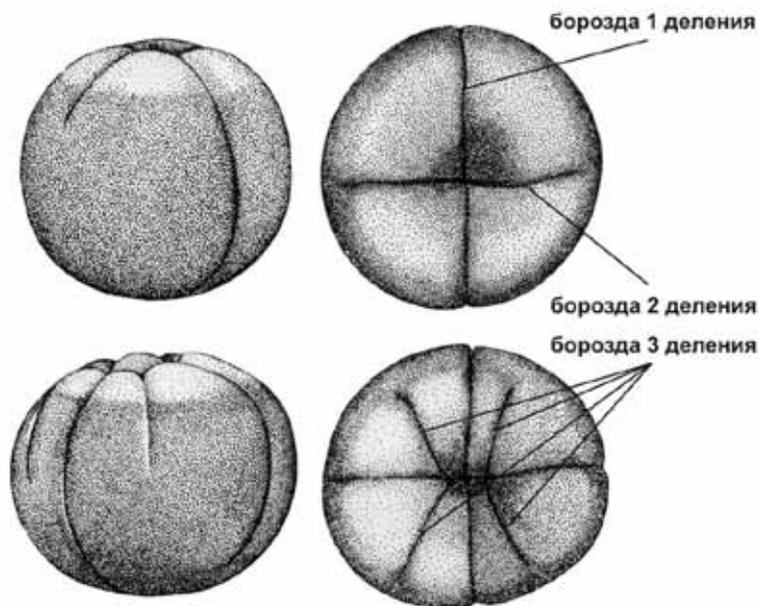
В ходе инкубации ведут круглосуточное наблюдение за бесперебойным водоснабжением, газовым, гидрохимическим и температурным режимом (суточные колебания не должны превышать 2°C), своевременно удаляя неразвивающиеся икринки.

Для предотвращения поражения икры сапролегниозом используют ультрафиолетовую бактерицидную стерилизацию и терморегуляцию, а также профилактическую обработку соответствующими препаратами (Глава 12). При этом более эффективным является метод непрерывной обработки малыми концентрациями фиолетового «К» ( $C_{24}H_{28}N_3Cl$ ) (Мамедов, 2000).

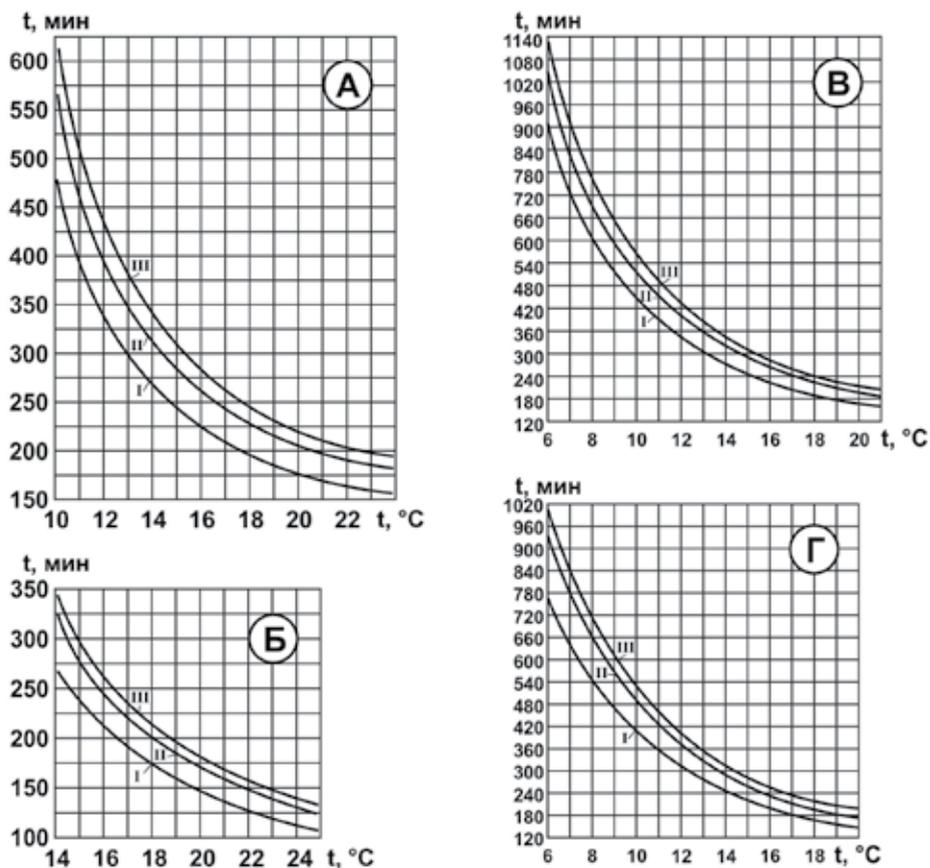
#### 5.2.5.1 Подсчёт процента оплодотворения

Для оценки рыбоводного качества инкубируемой икры подсчитывают соотношение развивающихся и мертвых икринок. Икра хорошего качества имеет чистые прозрачные оболочки, позволяющие отчетливо наблюдать за ходом эмбриогенеза. Мёртвая икра заметно увеличивается в размере, в отличие от нормально развивающихся эмбрионов и имеет характерную “мраморную” или белую мутную окраску.

Первоначальный процент оплодотворения икры подсчитывается на стадии второго-третьего деления дробления (4–8 бластомеров) (Рисунок 80). Время отбора проб для определения процента оплодотворения яиц в зависимости от температуры воды Соответствующий график представлен на Рисунке 81.



**Рисунок 80:** Эмбрион на стадиях второго и третьего деления дробления (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).



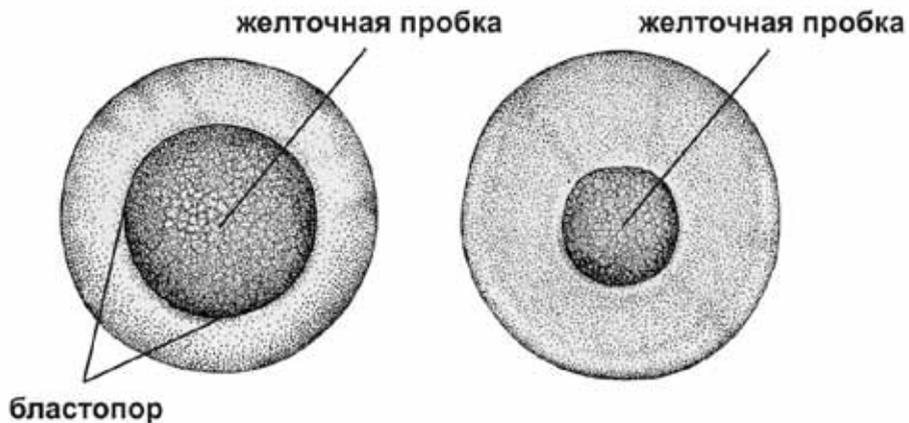
**Рисунок 81:** Время взятия проб для определения процента оплодотворения яиц: А - русский осетр; Б – севрюга; В – белуга; Г – стерлядь, в зависимости от температуры инкубации (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Примечание: кривые показывают время от осеменения до появления борозд второго (I) и третьего (III) делений дробления, II лучшее время для взятия пробы.

Для подсчёта процента оплодотворения икру в аппарате перемешивают, берут пробу 100–200 икринок, просматривают невооруженным взглядом или с помощью бинокля, отделяют мертвые, неоплодотворенные активированные, полиспермные икринки, а затем подсчитывают долю нормально развивающихся эмбрионов в общем количестве икринок в пробе.

#### 5.2.5.2 Наблюдение за дальнейшим развитием икры

В ходе инкубации ведётся наблюдение за синхронностью и соответствием норме эмбрионального развития осетровых. Указанный контроль более удобно проводить на стадии «большой и малой желточной пробки» (стадии 16–17) (Рисунок 82).



**Рисунок 82:** Нормальное развитие зародыша на стадиях 16–17 (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Следует отметить, что только после завершения этой стадии обычно может приниматься окончательное решение о возможной транспортировке данной партии икры. Действительно, к началу стадии (для русского осетра - 31,4 часа после осеменения при температуре воды 18°C) (Таблица 25), к концу гастрюляции погибают все неоплодотворившиеся яйца русского осетра, а нормально развивающиеся зародыши не имеют желточных пробок, или эти пробки очень маленькие.

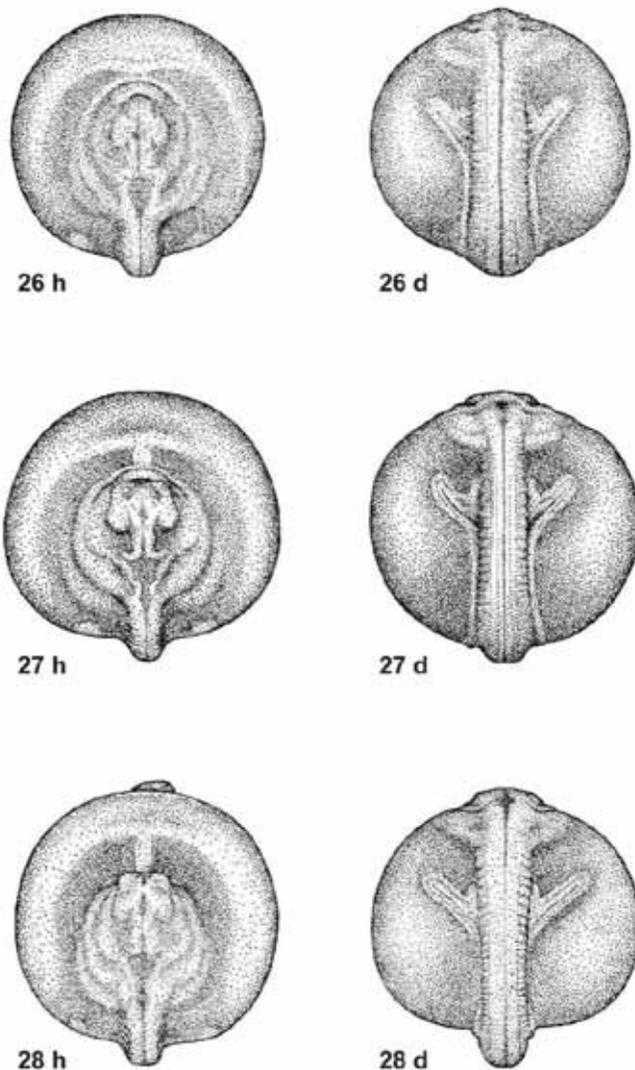
**Таблица 25:** Хронология зародышевого развития русского осетра *Acipenser gueldenstaedtii colchicus* (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Стадия	Время от осеменения		Отличительные признаки стадии
	часы и минуты при температуре 18 °С	число $\tau_0$	
1	0	0	Яйцо в момент оплодотворения
2	~ 0,50	~ 1	Светлое полярное пятно исчезло; образовалось перивителлиновое пространство
3	~ 1,40	~ 2	Пигментное скопление в анимальной области располагается эксцентрически; образовался светлый серп
4	2,55	3,5	Анимальная область разделена первой бороздой
5	3,45	4,5	Анимальная область разделена на 4 бластомера
6	4,35	5,5	Анимальная область разделена на 8 бластомеров
7	5,25	6,5	В анимальной области легли борозды IV деления
8	6,15	7,5	В анимальной области легли борозды V деления
9	7,3	9	VII деление; борозды полностью разделяют вегетативную область
10	8,2	10	Начинается образование полости дробления; ядерные деления в анимальной области еще синхронные
11	10	12	Ранняя бластула; бластомеры в анимальной области хорошо различимы при небольшом увеличении; десинхронизация ядерных делений в анимальной области
12	12,3	15	Поздняя бластула; в анимальной области отдельные клетки при небольшом увеличении неразличимы
12+	14,1	17	Перестройка клеточного цикла в бластомерах анимальной области; падение митотического индекса
13	16,5	19,5	Начало гастрюляции; выше экватора в области будущей спинной губы бластопора образовалась сильно пигментированная полоска
14	17,05	20,5	Ранняя гаструла; спинная губа бластопора в виде щели на небольшом протяжении
15	22,55	27,5	Средняя гаструла; анимальный материал покрывает 2/3 поверхности зародыша; бластопор замкнулся в кольцо
16	25,00	30,0	Желточная пробка значительного размера
17	27,50	32,5	Маленькая желточная пробка
18	31,40	38,0	Гастрюляция закончена, бластопор щелевидный
19	32,30	39,0	Ранняя нейрула; начинают обозначаться нервные валики вокруг головного отдела нервной пластинки
20	33,45	40,5	Широкая нервная пластинка; нервные валики вокруг головного отдела нервной пластинки четко обозначены
21	34,45	41,7	Начало сближения нервных валиков; впервые обозначаются зачатки выделительной системы

22	36,4	44	Поздняя нейрула; нервные валики в туловищном отделе сближены, зачатки выделительной системы удлинились
23	37,30	45	Нервная трубка замкнулась; шов в области слияния нервных валиков хорошо различим
24	-	-	В переднем мозговом пузыре образовались глазные выросты; в передней части закладок выделительной системы возникло утолщение
25	-	-	Боковые пластинки достигли переднего конца головы, их суженные концы сближаются впереди зачатка железы вылупления; образовалось утолщение в области общего зачатка заднетуловищного отдела и хвоста
26	50,00	60,0	Боковые пластинки сливаются и в месте их слияния образуется зачаток сердца; начинается обособление зачатка заднетуловищного и хвостового отделов
27	53,20	64,0	Сформировался зачаток сердца, имеющий вид короткой трубочки
28	57,30	69,0	Зачаток сердца имеет строение прямой удлиненной трубочки; туловищные мышцы еще не отвечают на раздражение сокращением
29	60,00	72,0	Сердечная трубка приобрела S-образный изгиб, начинает пульсировать; туловищные мышцы на укол отвечают подергиванием
30	62,05	74,5	У зародыша в оболочках конец хвоста приближается к голове; заднетуловищный отдел и хвост начали распрямляться
31	-	-	У зародыша в оболочках конец хвоста приближается к сердцу; зародыш может двигать головой и хвостом
32	78,00	93,5	У зародыша в оболочках конец хвоста касается головы
33	-	-	После удаления оболочек заднетуловищный
34	-	-	Зародыш, вынутый из оболочек, способен к медленному поступательному движению
35	104–106,40	125–128	Вылупление единичных предличинок; после удаления оболочек зародыш способен к быстрому поступательному движению
36	-	-	Массовое вылупление; предличинка еще не имеет жаберных щелей и ротового отверстия; в глазу четкое пигментное пятно; кровь розовая

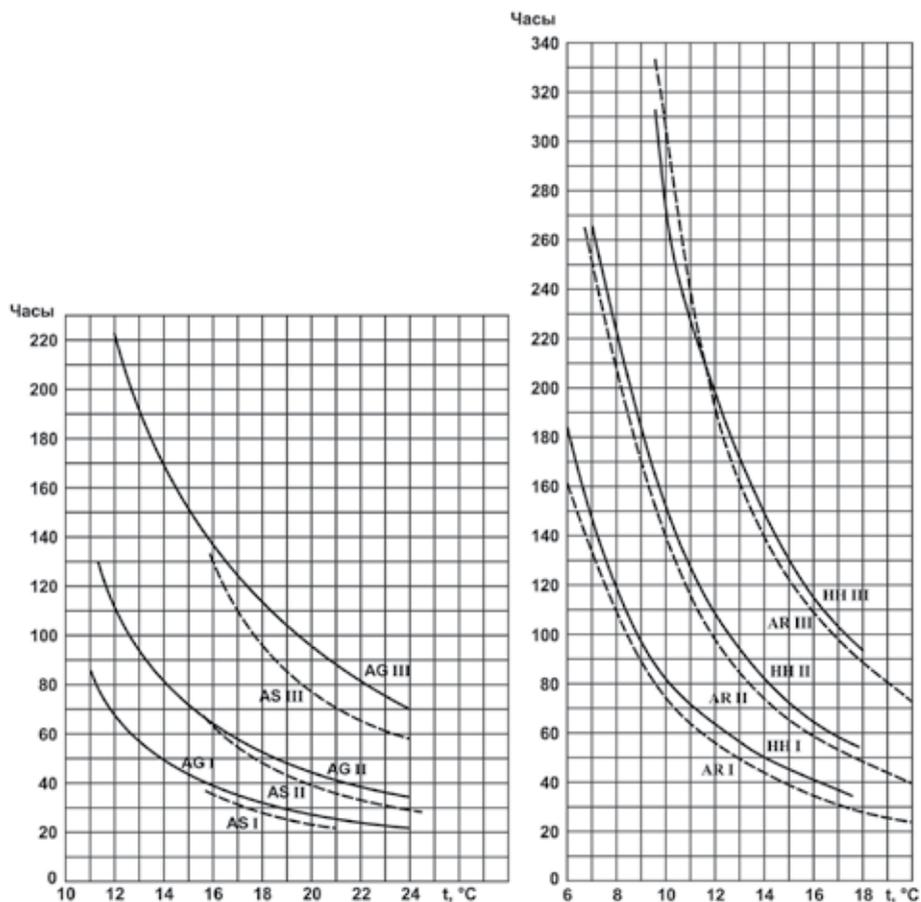
<sup>1</sup> -  $\tau_0$  - продолжительность одного митотического цикла в период синхронных делений дробления.

Последующий контроль осуществляется на стадиях формирования зачатков сердца (стадии 26–28) когда по количеству нормально развивающихся эмбрионов можно получить четкое представление об ожидаемом выходе предличинок (Рисунок 83).



**Рисунок 83:** Нормально развивающиеся зародыши на стадиях 26–28 (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981): **h** – вид со стороны головного отдела, **d** – вид со спинной стороны.

Оптимальное время отбора проб для контроля за ходом эмбриогенеза зависит от температурного режима инкубации икры (Рисунок 84).

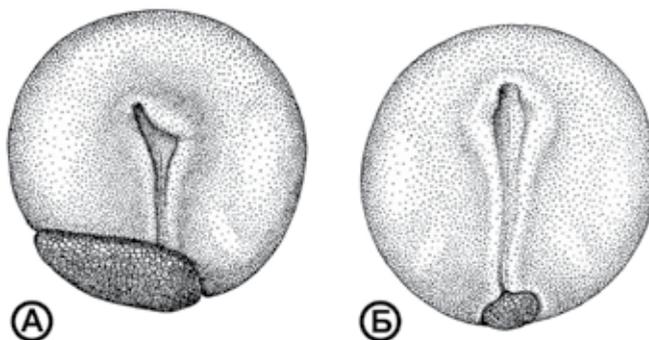


**Рисунок 84:** Продолжительность зародышевого развития *A. gueldenstaedtii* (AG), *A. stellatus* (AS), *H. huso* (HH), *A. ruthenus* (AR), и время взятия проб для определения типичности развития в зависимости от температуры инкубации, (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

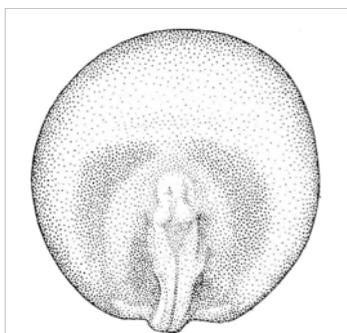
Примечание: **I** – время от осеменения до конца гастрюляции (стадия 18); **II** – стадии слияния боковых пластинок перед образованием зачатка сердца (стадия 26); **III** – стадии вылупления единичных предличинки (стадия 35). Ось ординат, время после осеменения, часы; ось абсцисс значения температуры °C.

### 5.2.5.3 Нарушения эмбрионального развития

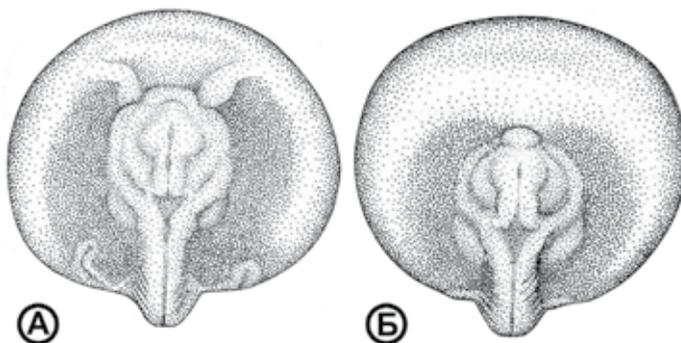
Типичные нарушения нормального развития эмбрионов на разных стадиях детально описаны Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен (1981). Наиболее часто встречающиеся из них представлены на рисунках 85, 86, 87.



**Рисунок 85:** Образование нервной пластинки при наличии желточной пробки аномального размера (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981): А – большая желточная пробка, нервная пластинка укорочена и искривлена; Б – желточная пробка меньшего размера



**Рисунок 86:** Недоразвитие передних отделов тела (отсутствует передний мозговой пузырь) на стадии 26. (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).



**Рисунок 87:** Нарушения закладки сердца: А – появление эмбрионов с двумя зачатками сердца; Б – отсутствие зачатка сердца (стадии 27–28). (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Большая часть уродств, наблюдаемых у зародышей осетровых, возникает в процессе гастрюляции, и происходит в результате неправильного режима выдерживания производителей или неблагоприятных условий инкубации. Если, вследствие плохого обесклеивания и отмывки икры наблюдается её комкование в инкубационных аппаратах, то у эмбрионов, находящихся в центре комка замедляется развитие, что в дальнейшем приводит к гибели этих икринок. Подобное явление наблюдается и при перегрузке аппаратов, недостаточном водообмене или нарушении газового режима.

В икре хорошего рыбоводного качества при соблюдении биотехники инкубации, гастрюляция проходит синхронно (стадийный разброс развития не должен превышать более двух стадий в пробе), в конце ее могут встречаться лишь отдельные аномальные эмбрионы с большими желточными пробками неправильной формы. Если в этом случае наблюдаются значительные различия в размерах желточной пробки у зародышей, это может свидетельствовать о неблагоприятных условиях инкубации и должно привлечь внимание рыбоводов (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Изменение темпов и синхронности эмбрионального развития рыб может возникать вследствие воздействия таких абиотических факторов как механические воздействия, включая тряску при перевозке икры, а также вследствие несоблюдения температурного, газового и гидрохимического режимов.

### **5.2.6 Продолжительность эмбрионального развития**

Продолжительность периода инкубации икры различных видов осетровых зависит от температуры воды, которую необходимо поддерживать в пределах средних значений диапазона, оптимального для каждого вида. Оптимальная температура для развития икры русского осетра – 16–20°C, белуги – 9–14°C, севрюги – 17–24°C, стерляди – 13–16°C, шипа – 14–18°C. Общая продолжительность инкубации икры различных видов (до начала массового выклева) приведена в Таблице 26.

Инкубация икры при температуре близкой к верхнему диапазону нерестовых температур неблагоприятно влияет на развитие эмбрионов, приводя к увеличению числа аномалий и вылуплению предличинок с меньшими значениями желточного ресурса. При температурах, близких к нижним значениям диапазона удлинится период инкубации, увеличивается число профилактических обработок, однако вылупляющиеся предличинки имеют большую массу, длину и объем желточного мешка (Куфтина, Зайцева и Новиков, 1984) и отличаются последующими более высокими темпами роста в период эндогенного питания (Ruban, 2005).

**Таблица 26:** Продолжительность инкубации икры осетровых (изменённая Сборник инструкций ... 1986).

Т°С	Продолжительность инкубации икры, час			
	Русский осётр	Севрюга	Белуга	Шип
10–11	-	-	240–235	-
11–12	-	-	230–220	190–180
12–13	-	-	210–200	170–168
13–14	-	-	190–180	155–145
14–15	-	-	170–160	135–125
15–16	-	-	-	115–105
16–17	-	-	-	105–100
17–18	150–145	-	-	95–90
18–19	140–130	-	-	-
19–20	120–115	-	-	-
20–21	110–95	100–90	-	-
21–22	90–85	80–70	-	-
22–23	80–75	70–60	-	-
23–24	-	60–50	-	-

С повышением температуры в период эмбриогенеза наблюдается десинхронизация развития, которая характеризуется большими стадийными различиями, приводящими к формированию различных уродств, значительному увеличению продолжительности вылупления, проходящего без ярко выраженного пика (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). Подобные явления довольно часто наблюдаются при инкубации икры на рыбоводных заводах, где создание оптимальных условий обычно сопряжено со многими техническими трудностями. Управление температурным режимом инкубации икры позволяет избежать негативного воздействия изменений температуры за пределами оптимального интервала и создать наиболее благоприятные условия для развития эмбрионов. Контроль температуры воды осуществляют каждые два часа. Суточные колебания температуры воды не должны превышать 2°С.

## Глава 6

### Выращивание личинок и молоди

#### 6.1 ВЫДЕРЖИВАНИЕ ПРЕДЛИЧИНОК

##### 6.1.1 Вылупление предличинок

Начало вылупления характеризуется появлением в инкубационном аппарате единичных плавающих предличинок. Длина и масса предличинок осетровых при вылуплении приведены в Таблице 27.

**Таблица 27:** Длина и масса предличинок различных видов осетровых при вылуплении.

Вид	Масса, мг	Длина, мм
Русский осётр	16–21	10–12
Севрюга	11–14	8–10
Белуга	22–32	13–16
Шип	10–14	9–10
Стерлядь	8–11	8–9

Вылупившихся предличинок переносят в круглые бетонные (Рисунок 88) или пластиковые бассейны (лотки) площадью 2–4 м<sup>2</sup>.



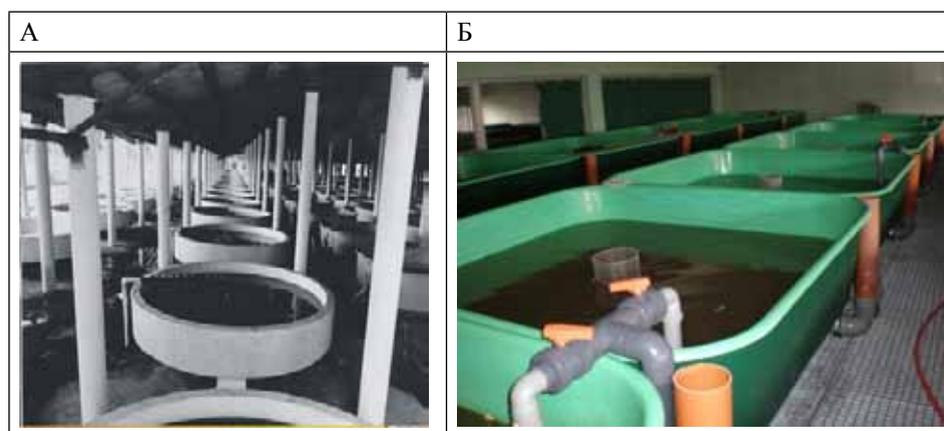
**Рисунок 88:** Вылупившиеся предличинки в круглом пластиковом бассейне.

### 6.1.2 Условия выдерживания предличинок

В случае большого количества предличинок (более 0,5 млн.), их индивидуальный подсчет практически невозможен, и обычно ведётся визуально по эталону 500 шт. или весовым способом (Рисунок 89). Нормативы плотности посадки предличинок в бассейны и лотки, глубина и качество воды представлены в Таблице 28.

**Таблица 28:** Нормативы плотности посадки предличинок в бассейны и лотки.

Показатель	Норматив
Площадь рыбоводных бассейнов, лотков, м <sup>2</sup>	2–4
Плотность посадки, тыс. шт./м <sup>2</sup>	
русский осётр	5 000
севрюга	6 000
белуга	4 000
шип	6 000
стерлядь	7 000
Глубина воды в бассейне, см	20
Содержание кислорода, мг/л	7–9
Расход воды, л/мин	8–9



**Рисунок 89:** А - Круглые бетонные бассейны для выдерживания предличинок, Б - пластиковые бассейны для подращивания молоди.

На следующий день после посадки предличинок в бассейнах производится отбор оболочек, мёртвой икры и особей с аномалиями. Отбор погибшей икры и оболочек следует производить при помощи резинового сифона.

### 6.1.3 Особенности морфогенеза желточного мешка предличинок

Рост предличинок до перехода на экзогенное питание (стадии 35–42) обеспечивается запасами желточного мешка, объем которого зависит от линейных размеров свободных эмбрионов. В этот период осуществляется дифференцировка основных органов (включая, отделы пищеварительной системы), и формируется единая морфо-физиологическая система, способная к выполнению функций жизнеобеспечения, характерных для различных стадий онтогенеза.

При оптимизации температурного режима в период эмбриогенеза происходит ускорение развития предличинок осетровых рыб. Это обусловлено влиянием температуры в период инкубации икры и вылупления на соотношение скорости резорбции желточной массы, роста и развития предличинок.

Начальное формирование желточного мешка, как частично провизорного органа, связано с функциями дыхания и питания. В эмбриональный период и далее, по мере развития предличинок осетровых, форма желточного мешка изменяется от округлой до овальной, а затем до яйцевидной или грушевидной. В норме отношение высоты к длине желточного мешка составляет 0,55–0,69. Для деформированного (грушевидного или удлинненно-овального) желточного мешка данное отношение уменьшается до 0,29–0,44 (Беяева, 1983). В период выдерживания, перед переходом на экзогенное питание, индивидуальная изменчивость размерно-весовых показателей предличинок обычно снижается, что связано с элиминацией нежизнеспособных особей и увеличением средних значений длины и массы тела предличинок. Это подтверждает существующие представления о том, что в оптимальных условиях выдерживания предличинок в период эндогенного питания, различия массы и длины предличинок не превышают 15% (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). Для этапа ускоренного морфогенеза характерны высокие значения коэффициента эффективности конвертирования желтка в биомассу предличинок (около 2).

Скорость утилизации желточной массы возрастает в процессе развития предличинок. Ускорение рассасывания желточного мешка (по сравнению с предшествующим этапом – пассивным залеганием на дне бассейнов) обусловлено началом активного плавания предличинок и ускорением процессов морфогенеза.

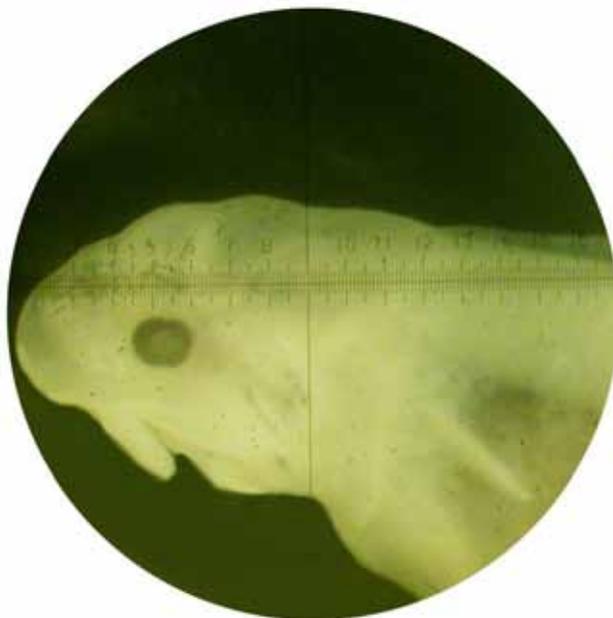
### 6.1.4 Видовые особенности фототаксиса предличинок осетровых рыб

Отношение предличинок к свету является важным диагностическим признаком, позволяющим, в частности, выявлять различия между азовской (фотофобной) и волжской (фотофильной) популяциями русского осетра (Подушка, 2003). У предличинок белуги, севрюги, стерляди, сибирского и русского (волжской популяции) осетров установлен положительный фототаксис; в то время как у шипа, атлантического, персидского и русского (азовской популяции) осетров выявлен отрицательный фототаксис. Эти особенности имеют практическое значение, поскольку требуют создания особых условий освещенности инкубационных аппаратов в период выклева

предличинок различных видов осетровых. Это имеет особое значение для аппаратов вертикального типа с прозрачными стенками (Вейса и Мак-Дональда) – в период вылупления фотофобных видов, и даже в слабо освещённых цехах, их целесообразно затенять. С момента вылупления до перехода на экзогенное питание фототаксис предличинок меняется. Для русского осетра необходимо увеличить освещенность от 2–10 лк до 80–100 лк, для азовских севрюги и белуги - от 80–100 до 100–130 лк.

### 6.1.5 Важные этапы постэмбрионального развития

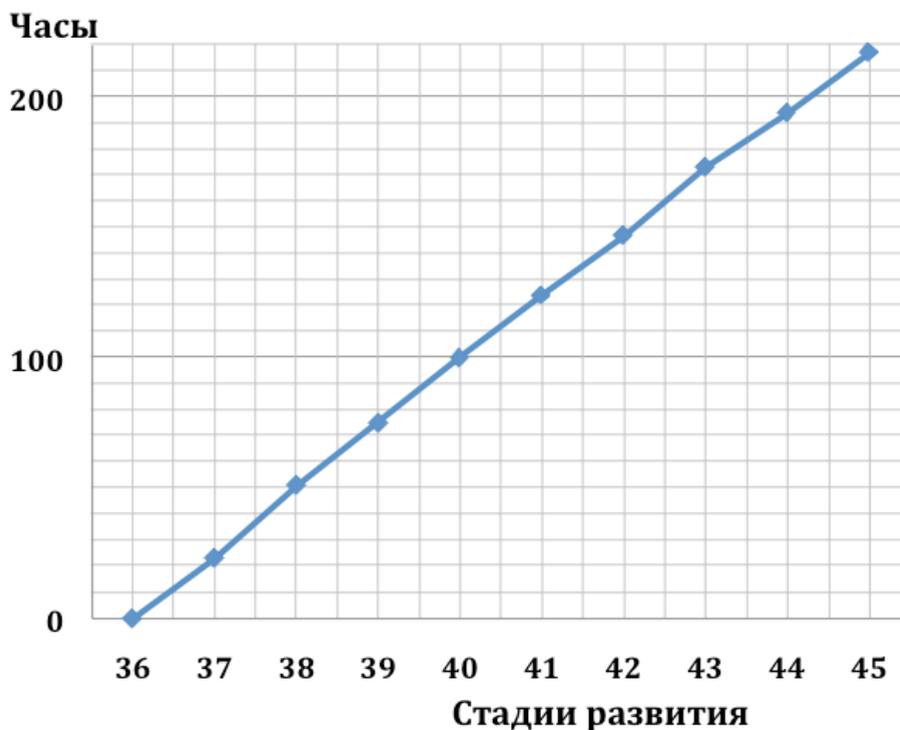
В процессе развития предличинок происходит поэтапное формирование органов и систем, обеспечивающих нормальный рост и развитие организма. Особенность этого периода заключается в смене личиночных органов (непарная плавниковая складка, наружные жабры, запас желтка и др.) на органы и системы характерные для взрослого организма. Эти процессы требуют обеспечения необходимых условий, поскольку любое отклонение от оптимальных условий приводит к нарушениям в развитии и повышению уровня смертности молоди. Для того, чтобы отличать изменения признаков, лежащие в пределах нормы, от патологических изменений, необходимо знать особенности нормального строения предличинок на различных стадиях развития (Рисунок 90).



**Рисунок 90:** Оценка развития предличинки белуги (стадия 42).

При подращивании предличинок следует обратить особое внимание на такие, сопряженные с риском, периоды постэмбрионального развития, как: переход на жаберное дыхание и переход на экзогенное питание. Нарушения в развитии перечисленных систем и функций вызывают гибель предличинок.

Время наступления той или иной стадии зависит от температуры воды. Хронология и особенности (стадии) развития предличинок осетровых детально описаны в Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен (1981) (Рисунок 91).



**Рисунок 91:** Продолжительность развития предличинок осетра (при температуре воды 18°C) от массового вылупления (стадия 36) до перехода на экзогенное питание (стадия 45).

#### 6.1.6 Поведенческие особенности предличинок в период эндогенного питания

Следует отметить некоторые особенности поведения предличинок в первые дни жизни. После вылупления предличинки рассеиваются в толще воды и совершают, так называемые, «свечки», периодически поднимаясь к поверхности воды и опускаясь на дно бассейна. При естественном нересте такое поведение предличинок осетровых позволяет им, во-первых, избежать заиливания, и, во-вторых, пассивно скатываясь по течению быстрее достигать участков рек с богатой кормовой базой. При переходе на жаберное дыхание и на стадии формирования пищеварительной системы, (в период, так называемого, «роения»), предличинки опускаются на дно бассейна и образуют различного рода скопления или «пятна» (Рисунок 92). В случае, если скопления предличинок находятся в зонах с низким водообменом, возможна их гибель из-за недостатка кислорода (для личинок осетровых в возрасте 1–52 суток

кислородный порог при температуре воды 20–22°C находится в пределах от 1,6 до 2,5 мгО<sub>2</sub>/л) (Жукинский, 1986). Интенсивность потребления кислорода к этому периоду возрастает в несколько раз по сравнению с эмбриональным периодом, а на определённой фазе экзогенного питания снижается, постепенно стабилизируясь в мальковом периоде.



**Рисунок 92:** Типичные поведенческие реакции предличинок осетровых –«роения»: А – севрюга, Б – русский осетр.

Следует отметить, что поведение в период «роения» является одним из показателей рыбоводного качества предличинок. Предличинки, которые в период массового «роения» плавают вне «пятна» в толще воды или на её поверхности, как правило, имеют различные морфологические аномалии.

На этом этапе также возможна массовая гибель предличинок, которая может быть вызвана как рыбоводным качеством икры, так и неблагоприятными условиями выращивания. Предличинки, находящиеся на данной стадии развития, с морфо-физиологическими дефектами, такими, как аномалии развития органов дыхания и (или) пищеварительного тракта уже не способны к дальнейшему развитию и погибают. В целом, за период эндогенного питания смертность предличинок (в зависимости от вида) не должна превышать 5–10% (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004). В связи с этим, необходимо каждые трое суток отбирать пробы (в количестве 30-50 штук живых и погибших предличинок) для наблюдения за развитием и оценки качества предличинок (Рисунок 93).



**Рисунок 93:** Проба для оценки качества предличинок.

При выдерживании предличинок в бассейнах, необходимо так же, как и в период инкубации икры, осуществлять постоянный контроль за температурным и кислородным режимом. Следует отметить важность своевременной замены фильтрующих решеток на стоке воды из бассейнов. По мере роста личинок, ячея сливного экрана должна постепенно увеличиваться от 1–2 мм при выдерживании предличинок и переходе на активное питание, до 7 мм для молоди массой 10 г.

#### **6.1.7 Функциональные особенности предличинок в период перехода на смешанное питание**

Начало периода смешанного питания связано с формированием вкусовых рецепторов, развитие которых к концу этого периода достигает морфологически дефинитивного уровня. В период перехода на активное питание у осетровых рыб вкусовая рецепция выполняет роль ведущей афферентации в пищевом поведении (Девицина и Гаджиева, 1996).

Для перехода на экзогенное питание у личинок необходимо, чтобы:

- были сформированы органы чувств, позволяющие реагировать на присутствие и движение кормовых организмов;
- ротовой аппарат (способный плотно сжиматься, а полость глотки иметь соединение с пищеводом) и пищеварительные железы в желудке и кишечнике, достигли определённого уровня дифференцировки (Сытина и Тимофеев, 1973).

Функционирование пищеварительной системы начинается с её задних отделов. В первые дни после вылупления в спиральной кишке предличинок осетровых появляется пищеварительный фермент трипсин, активность которого в период эндогенного питания постепенно возрастает. Важной биологической

особенностью раннего онтогенеза осетровых является формирование желудка из желточного мешка. К моменту перехода на экзогенное питание в желудке появляется пепсин (Судакова, 1998), позволяющий утилизировать только простые белковые вещества. Дальнейшее развитие желёз желудка возрастает по мере расходования запасов желтка.

## 6.2 ВЫРАЩИВАНИЕ ЛИЧИНОК

### 6.2.1 Переход на экзогенное питание

Переход на экзогенное питание (стадия 45) означает завершение предличиночного этапа развития и переход к личиночному этапу и сопровождается изменением интенсивности дыхания, обменных процессов, скорости роста и выживаемости личинок осетровых. С началом перехода на экзогенное питание у предличинок рассасывается временная клеточная перегородка, закрывающая проход из ротовой полости в пищевод, и одновременно, из анального отверстия выбрасывается меланиновая (фекальная) пробка. Подобные пигментные пробки, представляющие собой небольшие темные образования, можно заметить на дне бассейна. В период перехода на экзогенное питание, предличинки, находившиеся до этого в состоянии относительного покоя («роения»), рассеиваются по дну бассейна в поисках корма. В традиционной технологии (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981) появление на дне бассейна единичных меланиновых пробок служит сигналом к началу первого кормления, которое осуществляют при выбросе меланиновой пробки у 2–3% личинок. Период выброса меланиновых пробок может длиться 3–4 суток. Несвоевременное внесение корма приводит к взаимному травмированию и гибели личинок, что особенно характерно для личинок хищных видов осетровых (белуга и калуга). Вместе с тем, опыт показывает, что внесение корма в малых дозах после перехода предличинок на жаберное дыхание стимулирует переход на экзогенное питание и существенно повышает выживаемость личинок и темпы роста (Миронов, 1994). Подобное мнение относительно того, что выброс меланиновых пробок не может служить критерием для определения времени начала кормления содержится также в работах Жисбера и Вийо (GisbertandWilliot, 2002b), Вийо и др. (Williot *et al.* 2006) и Некрасовой (2006).

Длина и масса личинок при переходе на экзогенное питание приведены в Таблице 29.

**Таблица 29:** Длина и масса предличинок различных видов осетровых при переходе на экзогенное питание.

Вид	Масса, мг	Длина, мм
Русский осётр	40–46	18–23
Севрюга	27–33	17–21
Белуга	60–70	22–27
Шип	25–35	13–17
Стерлядь	19–21	13–15

Сроки перехода на экзогенное питание зависят от температуры воды (Таблица 30).

**Таблица 30:** Продолжительность развития предличинок осетровых до перехода на экзогенное питание в зависимости от температуры воды.

Температура воды, °С	Продолжительность, сут.		
	русский осетр	севрюга	белуга
12	20	-	18
13	18	-	16
15	12	-	12
17	9,5	12	10
19	8	9	8
21	7,5	8	7
23	-	6,5	-

С переходом на экзогенное питание необходимо увеличивать расход воды бассейнах до 30 л/мин. и избегать резких колебаний температуры воды. Так, понижение температуры, при выбросе меланиновых пробок, может вызвать у личинок отказ от корма, что объясняется замедлением процесса резорбции жира в пищеварительной системе (хорошо заметно при осмотре брюшной стороны личинок).

#### **6.2.1.1 Аномалии развития в период перехода на экзогенное питание**

В период перехода на экзогенное питание количество погибших особей увеличивается, основную часть среди них составляют личинки с различными морфологическими дефектами. Наиболее часто встречающиеся в этот период развития аномалии (функциональные, структурные и механические): формы тела, наружных и внутренних органов и т. д. (более подробное описание дано в 9.5).

Основными причинами гибели личинок осетровых в период перехода на экзогенное питание являются низкое качество половых клеток и нарушения биотехнического режима в период эмбриогенеза (Семёнов, 1965).

Характеризуя потомство, полученное от домашних производителей, или при управлении сезонностью размножения (Galich and Chebanov, 2004), важно оценить не только его жизнестойкость, но и разнокачественность, а также ход морфогенеза. Сравнительный анализ предличинок, личинок и молоди осетровых позволяет установить несколько типов морфологических аномалий, наиболее часто отмечаемых многими исследователями (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981; Галич, 2000а; Акимова и др., 2004). Так, например, нарушения, возникающие при формировании пищеварительной системы в результате воздействия неблагоприятного температурного фактора, выражаются в сохранении неизменённой желточной массы, отсутствии жировых капель в области промежуточного кишечника при завершении его формирования, отсутствии меланина в спиральном кишечнике, аномалиях при формировании долей печени и др. Появление личинок с аномалиями другого типа, выражающимися в недоразвитии или отсутствии перемычки

обонятельного органа, разделяющей обонятельные органы (см. 11.8.1), многие исследователи связывают с «заводским происхождением» считая их естественными метками, позволяющими оценить эффективность искусственного воспроизводства (Подушка и Левин, 1988). Возникновение подобных аномалий связывают с отрицательным влиянием различных факторов, усиление действия которых, отмечается при повышении температуры в период перехода на экзогенное питание. Важно заметить, что подобного рода уродства возникают не только вследствие нарушения оптимальных условий развития, но также носят, возможно, наследственный характер (Чихачёв, 1996). Поэтому, тератологический анализ является эффективным и важным элементом эколого-морфологического мониторинга потомства осетровых (см. 9.5).

### 6.2.2 Кормление личинок осетровых живыми кормами

Для нормального роста и формирования пищеварительной системы личинок в первые дни кормления рекомендуется использовать следующие живые корма: науплии артемии (*Artemia*), дафнии (*Daphniamagna*), моины (*Moinamacrocopa*), веслоногие рачки (*Copepoda*), мелкие жаброногие *Branchiopods* (*Streptocephalustorvicornis*), коловратка (*Rotatoria*), личинки хирономид (*Chironomusplumosus*), гаммариды (*Gammaridae*), олигохеты *Oligochaeta* (белые черви *Enchitreusalbus*), трубочник (*Tubifextubifex*) и калифорнийский червь (*Eisenia foetida*) (Таблица 31). Для кормления белуги можно использовать также икру и личинок частичковых рыб.

В первые дни после перехода на экзогенное питание, кормление живыми кормами лучше всего осуществлять при низком уровне воды в бассейне, снижая энергозатраты молоди для поиска корма и исключая потери живых кормовых организмов с вытекающей из бассейна водой. Кормление личинок начинают с науплий артемий *Artemia*, мелкокорубленных олигохет и небольшого количества мелкого зоопланктона из расчета 3-5 г корма на 1000 личинок. Очень важно в первые дни питания не перекармливать личинок, внося корм небольшими порциями. Учитывая поведенческую особенность молоди осетровых подниматься в ночные часы к поверхности, вечером её кормят зоопланктоном, а утром и днем – олигохетами и др.

Суточная норма кормления (Таблица 31) рассчитывается в соответствии с планируемым приростом и кормовым коэффициентом используемых кормов (науплии артемии *Artemia* – 3–4, дафнии *Daphnia* – 6, олигохеты *Oligochaeta* – 2).

**Таблица 31:** Суточная норма внесения живых кормов.

Вид живых кормов	Суточная норма кормления, % от массы личинок	
	русский осетр, белуга	севрюга
Трубочник	30	20
Олигохеты	40–50	25–30
Артемия (науплии)	60	40
Дафния, моина	80	60

При этом трубочник и олигохет используют для кормления в измельченном виде (размер фракции зависит от массы молоди), разводят водой и вносят по периметру бассейна дробно в два или три приёма. Обычно, при полноценном питании личинки русского осетра за 5–6 суток достигают массы 80–90 мг, а севрюга за тот же период – 50–60 мг. В дальнейшем рацион кормления определяют в зависимости от цели выращивания молоди и применяемой биотехники. Следует отметить, что длительное использование только живых кормов (до массы 0,1–0,15 г и выше) целесообразно только, если предусматривается последующее подращивание молоди в прудах с последующим выпуском в естественные водоёмы.

Кратность кормления живыми кормами видоспецифична и зависит от интенсивности переваривания кормовых объектов. Так, скорость переваривания олигохет и науплий артемии у русского осетра в 1,5 раза ниже, чем у севрюги при одной и той же температуре. В среднем у осетра этот процесс происходит за 5–6 часов, поэтому суточную дозу для осетра можно давать в четыре приема, для севрюги – в шесть-восемь приемов. Перед каждым кормлением необходимо очищать бассейны от ила, мёртвых личинок и остатков корма при предшествующем кормлении. Это является важным условием успешного подращивания молоди, поскольку обоняние играет важную роль в питании осетровых.

Нормативный выход подращенной личинки (русский осётр – 80–100 мг, севрюга – 60–80 мг, белуга – 100–120 мг, шип – 100 мг) стандартной массы для выпуска в возрастные пруды за период бассейнового подращивания составляет не менее 70 %.

Продолжительность подращивания составляет обычно 7–10 суток, в зависимости от температуры воды. Для корректировки суточного рациона в каждом бассейне погибшая молодь подвергается тератологическому и морфологическому анализу и учитывается поштучно. Контрольное взвешивание молоди проводят раз в пять дней в каждом бассейне для наблюдения за темпами роста и расчёта количества корма.

### **6.2.3 Особенности бассейнового подращивания личинок для последующего выращивания в прудах и выпуска в естественные водоёмы**

При выращивании личинок в бассейнах для последующего выпуска в естественные водоёмы необходимо обеспечивать условия, по возможности максимально приближённые к естественным, способствующие формированию у заводского потомства поведенческих норм и реакций (фитнесс характеристик). Для выращивания личинок лучше использовать бассейны с голубым (RAL6027) зелёным (RAL6019), или серым (RAL9018) цветом внутренней поверхности (по международной шкале цветов RAL); при этом белый цвет нежелателен (Рисунок 94).



**Рисунок 94:** Участок для подращивания личинок и молоди осетровых: А–бассейны; Б–бассейны и лотки.

Для повышения экологической адекватности современной биотехнологии воспроизводства осетровых (Тихомиров и Никоноров, 2000; Щеглов, Минеев и Витвицкая, 2000) и выращивания молоди, обладающей оптимальными адаптивными (фитнесс) характеристиками необходимо обеспечить:

- максимальное обогащение сенсорно-информационной (зрительной, тактильной, гидродинамической) среды подращивания в бассейнах при относительно низких, по сравнению с традиционными, плотностях посадки личинок;
- поддержание естественного фотопериода (Ручин, 2007) на более высоком уровне освещенности, соответствующем видовым и возрастным особенностям осетровых (Касимов, 1987). Для снижения стресса в тёмное время суток при необходимости проведения рыбоводных работ (например, сортировка, кормление) или контроля за выращиванием молоди целесообразно использовать красный свет;
- поддержание астатического температурного режима с суточной амплитудой 4–5°С или термоградиентного поля способствует более интенсивному энергетическому обмену и повышению жизнестойкости молоди (Константинов и др., 2005). В соответствии с концепцией экологического оптимума периодическое (астатическое) изменение параметров среды (освещенности, температуры) в определённом диапазоне позитивно влияет на рост и развитие молоди различных видов осетровых рыб;
- содержание молоди рыб в термо-свето-цветоградиентных полях (Ручин, 2007) для оптимизации энергозатраты молоди, повышая степень использования потреблённой пищи на рост и его ускорению на 20–40% (по сравнению, с константными условиями). Семенкова и Тренклер (Semenkova and Trenkler, 1993) показали, что оптимальным является 16 часовой период освещения, при котором, масса молоди белуги (возраст 4 мес.) была на 15% выше, чем при круглосуточном освещении;

- монохроматическое освещение для оптимизации роста и развития молоди. Для молоди осетровых наиболее эффективен зелёный свет в течение 16 часов, при общей освещённости не более 800 лк (Ручин, 2007);
- создание скоростей течения воды в бассейнах, способствующих тренировке плавательных способностей ранней молоди и повышению адаптивных возможностей её центральной нервной системы (Козлов, Никоноров и Витвицкая, 1989; Никоноров и Витвицкая, 1993). Следует отметить повышение скорости плавания молоди осетровых при повышенной освещённости;
- однородный шумовой фон (необходимо исключить резкие звуковые колебания). При резких шумовых эффектах в тёмное время суток отмечается повышенное потребление кислорода рыбами (Bilio, 2007);
- тренировку молоди к выживанию в естественных условиях и выработку соответствующих реакций. Это может осуществляться путем подсаживания в ограниченные участки бассейнов (или прудов) хищных рыб и тренировки своевременной и адекватной (оборонительной) реакции у личинок, мальков и молоди, а также их адаптации к будущим условиям окружающей среды (внезапные изменения течения, действие волн, свет, повышенная солёность в прибрежных зонах и т.д.);
- использование различных видов живых кормов, особенно, в начале перехода на активное питание, позволяющее повысить концентрацию в тканях тиреоидных гормонов, благодаря включению гормонального «пула» живых кормов (Бойко, Григорьян и Чихачёв, 1993; Бойко, Григорьян, 2002; Бойко, 2008). Последнее тесно связано со снижением частоты морфологических аномалий и формированием обонятельного импринтинга к химическим стимулам и, следовательно, должно определять в будущем хоминг (возврат в родную реку) зрелых производителей осетровых.
- в связи с формированием у предличинок при переходе на активное питание обонятельного импринтинга их содержание необходимо обязательно осуществлять в воде из реки, в которую после выращивания они будут выпускаться (Бойко, 2008). Поскольку хоминг является целью программ по искусственному воспроизводству осетровых, то нельзя допускать содержание предличинок и личинок (в первые недели после перехода на экзогенное питание) в артезианской воде или в воде «неродного» водного источника, несмотря на возможные экономические или другие (например, более благоприятная температура воды) соображения;
- предварительная адаптация личинок к воде с солёностью 1–2 ‰. (Такая молодь обладает более высокими темпами роста и в дальнейшем лучше выживает в водоёмах с высокой солёностью).

## **6.2.4 Выращивание молоди в бассейнах для пополнения маточных стад**

### ***6.2.4.1 Программы кормления молоди различных видов осетровых***

При выращивании молоди для пополнения ремонтно-маточного стада или для целей товарного осетроводства живые корма необходимо использовать только в первые дни после перехода личинок на активное питание, поскольку длительное использование только живых кормов (особенно, одного вида) экономически не выгодно и может существенно осложнить последующий быстрый переход молоди на искусственные корма. В связи с этим, доля живых кормов в рационе должна постепенно снижаться со 100% в первые сутки до 5–7% на 12–15 сутки кормления.

Для кормления молоди используют корма с содержанием белка 50–60% и жира 9–16% (Пономарёв и др., 2002). Для точного расчета рациона кормления различными кормами необходимо руководствоваться программами, разрабатываемыми производителями специализированных осетровых комбикормов. В качестве примера приведена программа кормления различных видов осетровых при оптимальных температурах воды (Таблицы 32 - 34), разработанная компанией Coppens International (Голландия).

**Таблица 32:** Рекомендации по кормлению молоди русского осetra (*A. gueldenstaedtii*).<sup>1</sup>

Размер рыбы (г)	Минимальный рацион кормления (% биомасса / сутки)	Максимальный рацион кормления (% биомасса / сутки)	Кратность кормления, раз/сутки	Тип корма фирмы Sorrens	Размер гранул (мм)	Минимальная температура-ра воды (°C)	Максимальная температура-ра воды (°C)
10 – 30	3,50	5,50	10	Start Premium	1,5	15	22
30 – 75	2,50	4,00	8	Pregrower-14 or -17	2,0	15	22
75 – 200	1,70	2,80	6	Supreme-10 или -15/Prime-17	3,0	15	22
200 – 700	1,00	1,60	4	Supreme-10 или -15/Prime-17	4,5	15	22
700 – 1,300	0,45	0,80	4	Supreme-10 или -15/Prime-17	4,5	15	22
1,300 – 3,000	0,25	0,50	3	Supreme-10 или -15/Prime-17	6,0	15	22
3,000 – 5,000	0,20	0,40	2	Supreme-10 или -15/Prime-17	6,0	10	22
5,000 – 10,000	0,20	0,35	2	Supreme-10 или -15/Prime-17	8,0	10	22
10,000 – 15,000	0,15	0,30	2	Supreme-10 или -15/Prime-17	8,0/10,0	10	22
15,000 – 20,000	0,12	0,25	1	Supreme-10 или SteCo Caviar	10,0/12,0	10	22
> 20,000	0,12	0,20	1	SteCo Caviar	12,0	10	22

<sup>1</sup> - данные рекомендации приведены только в качестве примера и предусматривают оптимальные качество воды и содержание кислорода в воде.

Таблица 33: Рекомендации по кормлению молоди белуги (*H. huso*).<sup>2</sup>

Размер рыбы (г)	Минимальный рацион кормления (% биомасса / сутки)	Максимальный рацион кормления (% биомасса / сутки)	Кратность кормления, раз/сутки	Тип корма фирмы Sorrens	Размер гранул (мм)	Минимальная температура воды (°C)	Максимальная температура воды (°C)
10- 30	4,00	6,00	10	Start Premium	1,5	15	22
30 - 100	2,90	4,50	8	Pregrower-14	2,0	15	22
100 - 300	2,00	2,90	5	Supreme-10 или -15	3,0	15	22
300 - 800	1,10	1,70	4	Supreme-10 или -15	4,5	15	22
800 – 1,500	0,50	0,90	4	Supreme-10 или -15	4,5	10	22
1,500 – 3,000	0,30	0,70	3	Supreme-10 или -15	6,0	10	22
3,000 – 5,000	0,25	0,55	2	Supreme-10 или -15	6,0	10	22
5,000 – 15,000	0,20	0,50	2	Supreme-10 или -15	8,0/10,0	10	22
15,000 - 30,000	0,15	0,40	2	Supreme-10 или -15	10,0	10	22
30,000 - 50,000	0,12	0,35	1	Supreme-10 или SteCo Caviar	12,0	10	22
> 50,000	0,12	0,30	1	SteCo Caviar	12,0	10	22

<sup>2</sup> – данные рекомендации приведены только в качестве примера и предусматривают оптимальные качество воды и содержание кислорода в воде.

Таблица 34: Рекомендации по кормлению молоди стерляди (*A. ruthenus*).<sup>3</sup>

Размер рыбы (г)	Минимальный рацион кормления (% биомасса / сутки)	Максимальный рацион кормления (% биомасса / сутки)	Кратность кормления, раз/сутки	Тип корма фирмы Sorrens	Размер гранул (мм)	Минимальная температура воды (°C)	Максимальная температура воды (°C)
10 - 50	3,15	4,50	10	Start Premium	1,5	14	22
50 - 100	2,20	3,00	8	Pregrower-14 или -17	2,0	14	22
100 - 200	1,45	2,00	6	Supreme-10 или -15	3,0	14	22
200 - 800	0,75	1,15	4	Supreme-10 или -15/Prime-17	4,5	14	22
800 – 1,500	0,35	0,55	4	Supreme-10 или -15/Prime-17	4,5	14	22
1,500 – 3,000	0,20	0,40	3	Supreme-10 или -15/Prime-17	6,0	8	22
3,000 – 5,000	0,15	0,30	2	Supreme-10 или -15/Prime-17	6,0	8	22
5,000 – 8,000	0,12	0,25	2	Supreme-10 или SteCo Caviar	8,0	8	22
> 8,000	0,12	0,25	2	SteCo Caviar	8,0	8	22

<sup>3</sup> – данные рекомендации приведены только в качестве примера и предусматривают оптимальные качество воды и содержание кислорода в воде.

#### 6.2.4.2 Суточные нормы кормления и размер кормовых частиц

Суточные нормы кормления комбинированными кормами рассчитываются на период 5–10 суток (в зависимости от возраста рыбы) с учетом температуры воды, средней массы молоди и её количества. Определение средней массы производят один раз в пять суток, начиная с момента перехода на экзогенное питание. Численность рыбы определяется с учетом погибшей. Переход к более крупной фракции (размеру крупки) кормов осуществляют постепенно, смешивая её с гранулами предшествующего размера.

После каждого кормления проводится проверка поедаемости корма. Если имеется большое количество несъеденного корма, следует проверить правильность применения методов кормления и состояние рыб. После выявления возможных причин слабой пищевой активности рыб дневные рационы должны быть соответствующим образом откорректированы.

Рекомендуемая частота кормления и размеры гранул приведены в Таблице 35.

**Таблица 35:** Зависимость размеров кормовых частиц и кратности кормления от массы молоди.

Средняя масса тела, г	Размер кормовых частиц, мм	Кратность кормления, раз/сутки
0,04–0,06	0,05–0,1	24
0,07–0,10	0,1–0,4	12
0,11–0,20	50% 0,2–0,4 / 50% 0,4–0,6	12
0,21–0,50	50% 0,4–0,6 / 50% 0,6–1,0	12
0,51–1,00	50% 0,6–1,0 / 50% 1,0–1,5	8
1,10–2,00	50% 1,0–1,5 / 50% 1,5–2,0	8
2,10–5,00	1,5–2,0	6
5,10–25,00	2,0	6
25,10–50,00	50% 2,0 / 50% 3,0	6
50,10–100,00	3,0–4,5	6

#### 6.2.4.3 Автоматизация процессов кормления

Для кормления молоди на крупных осетровых заводах используют небольшие автоматические кормораздатчики (Рисунок 95) снабжённые общим пультом управления для бесперебойной подачи кормов в бассейны. После каждого кормления осуществляют контроль за поедаемостью корма. При обнаружении значительного количества несъеденного корма, проверяют технологию кормления, состояние рыб и уточняют суточный рацион, устраняя возможные причины слабой пищевой активности.



**Рисунок 95:** Автоматическая система кормораздачи.

#### ***6.2.4.4 Контроль за поедаемостью и сортировка молоди***

В процессе подращивания необходимо контролировать плотности посадки и размерную структуру молоди в каждом бассейне или лотке. При достижении молодью массы 0,2–0,3 г, усиливается пищевая конкуренция, поэтому необходимо каждые 10 суток проводить ее сортировку, выделяя три размерные группы: крупную, среднюю и мелкую. При достижении молодью возраста двух месяцев такую сортировку проводят по необходимости. Своевременные сортировки позволяют:

- повысить темп роста;
- снизить разноразмерность молоди;
- улучшить поедаемость корма, создав высокую обеспеченность пищей всей молоди;
- снизить травматизм, вызванный пищевой конкуренцией.

#### ***6.2.4.5 Плотность посадки личинок и молоди в бассейны***

Осетровые рыбы – бентофаги с активной поисковой реакцией на корм. Это проявляется в резких поворотах тела, кружении и обследовании кормовой зоны усиками, что позволяет рыбам сильнее прижиматься ко дну, резервируя за собой площадь дна равную площади круга с диаметром, равным длине тела молоди. Для точного определения оптимальной плотности посадки личинок используют расчётный метод, основанный на вычислении средней «кормовой площади» каждой особи (равной площади круга с диаметром, равным длине тела особи) (Купинский и Янченко, 2001). Плотность посадки личинок осетровых в бассейны видоспецифична, и зависит также от исходной массы личинок и температурного режима (Таблица 36).

**Таблица 36:** Плотность посадки личинок и молоди при бассейновом выращивании.

Масса рыбы, г	Температура воды, °С	Плотность посадки тыс. шт./м <sup>2</sup>	
		русский осётр, севрюга	белуга
0,04–0,07	16–17	2,5	2,0
0,07–0,5	17–19	2,0	1,5
0,6–1,0	19–20	1,5	1,1
1,1–3,0	20–22	1,0–0,5	0,7–0,4
3,1–5,0	22–24	0,4	0,3
5,1–30,0	24–26	0,3–0,15	0,25–0,15

**6.2.4.6 Расход воды в бассейнах**

При указанных выше плотностях посадки в открытой проточной системе необходимо, чтобы подача воды в бассейны площадью около 4м<sup>2</sup> составляла от 20 л/мин при переходе на активное питание, до 30 л/мин при выращивании от 0,5 до 1,0 г и до 50 л/мин при выращивании до 2–5 г. Содержание кислорода при этом не должно быть ниже 6,0 мг/л. При концентрации менее 3,0 мг/л молодь гибнет. Предельная концентрация аммиака должна составлять не более 0,05 мг/л. Превышение концентрации свободного (неионизированного) аммиака в результате повышения рН в течение всего процесса выращивания молоди приводит к тяжелым аутоксикозам, которые проявляются в некрозе жабр, поражении кожных покровов и плавников и могут являться причиной массовой гибели рыб.

**6.2.4.7 Темпы роста личинок и молоди**

Ориентировочные темпы роста молоди различных видов осетровых при оптимальной температуре от (22-26°С) и выживаемости для различных видов от 45 до 70% представлены в Таблице 37. В период кормления молоди искусственными кормами очень важно не допускать накопления остатков корма, обеспечить чистоту бассейнов и соблюдение гидрохимического режима.

**Таблица 37:** Темпы роста молоди осетровых в бассейнах при оптимальных температурах.

Вид	Масса молоди (мг) по достижению возраста (сутки)							
	1	10	20	25	30	35	40	45
Русский осётр	20	40	100	250	450	1000	1600	2500
Севрюга	10	30	70	150	250	600	1000	1500
Белуга	30	70	140	350	650	2000	3500	4000
Стерлядь	8	20	45	90	180	550	1000	1500
Сибирский осётр	17	35	80	180	330	1000	1700	2800

## 6.3 ПРУДОВОЕ ВЫРАЩИВАНИЕ МОЛОДИ ОСЕТРОВЫХ РЫБ

### 6.3.1 Основные требования к прудам

Выращивание молоди в земляных прудах является заключительным этапом комбинированной технологической схемы выращивания молоди на осетровых заводах для выпуска в естественные водоёмы.

Для выращивания молоди осетровых рыб используют пруды площадью 1–4 га (оптимально - 2 га), с соотношением сторон - 1:2 или 1:3, глубиной - 2,3–2,5 м, и с небольшим уклоном ложа. Дно прудов должно быть свободным от растительности (Рисунок 96). В пруды высаживают предварительно подрощенную в бассейнах и лотках личинку средней массой (40–120 мг) в соответствии с нормативами для различных видов. Молодь перевозят во флягах или других емкостях с водой.



**Рисунок 96:** Рыбоводные пруды для выращивания молоди (Гривенский завод, Краснодарский край, Россия).

### 6.3.2 Подготовка прудов

Схема эксплуатации прудов включает следующие обязательные элементы:

- предсезонная подготовка (внесение комплексных удобрений);
- залитие прудов и формирование кормовой базы для молоди;
- зарыбление прудов и выращивание молоди.

Подготовка прудов к эксплуатации начинается после завершения сезона рыбоводных работ. После промывки и осушения ложа его очищают от растительности, вносят органические и минеральные удобрения с последующей вспашкой (Инструкция..., 1979). Весной производят боронование с последующим укатыванием грунта (Рисунок 97).



**Рисунок 97:** Пруды, подготовленные к заливанию (Гривенский завод, Краснодарский край, Россия).

Водоподающие и сбросные сооружения должны обеспечивать наполнение каждого пруда или слив воды в течение 1–2 суток. Экосистему прудов следует надежно защищать от попадания посторонних рыб при помощи сетчатых сооружений-рыбозаградителей.

Необходимо поддерживать оптимальный уровень воды в прудах, не допускать его снижения, т.к. это способствует быстрому развитию нитчатых водорослей и другой водной растительности.

### **6.3.3 Плотность посадки личинок в пруды**

Рекомендуемые плотности посадки для различных видов осетровых указаны в Таблице 38.

**Таблица 38:** Стандартные плотности посадки и масса подрощенных личинок для различных видов осетровых.

Вид	Плотность посадки, тыс. шт./га		Масса, мг
	Каспийский бассейн	Азовский бассейн	
Русский осётр	75	80	80–100
Севрюга	60	80	60–80
Белуга	90	90	100–120
Шип	70	75	60–80
Стерлядь	50	60	40–60

Следует отметить, что указанные плотности посадки были разработаны в период максимальной обеспеченности воспроизводственных предприятий дикими производителями. В настоящее время при выращивании молоди осетровых в прудах целесообразно уменьшить вышеприведенные показатели на 15–20%. Прудовое выращивание молоди перед выпуском в естественные водоёмы является важным переходным этапом, позволяющим молоди выращиваемой в «полувольных» условиях содержания лучше адаптироваться в последующем к естественным условиям. Действительно, в прудовых условиях (в более информационно-обогащённой и конкурентной среде) у молоди быстрее, чем в бассейнах, вырабатываются пищевые, оборонительные и другие поведенческие рефлексy, необходимые для обитания в естественных условиях (Касимов, 1980).

#### 6.3.4 Формирование кормовой базы и применение минеральных удобрений

Основными кормовыми объектами для выращиваемой в прудах молоди осетровых являются различные виды зоопланктона (главным образом, ветвистоусые рачки *Cladocera*) и некоторые бентосные организмы (преимущественно, личинки *Chironomus sp.*). Формирование кормовой базы, позволяющее обеспечить пищевые потребности молоди необходимым количеством пищи, осуществляется путем внесения органических и минеральных удобрений. Минеральные удобрения (суперфосфат –  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4) \times \text{H}_2\text{O}$  и аммиачную селитру –  $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ) вносят из расчета доведения концентрации азота в воде выростного пруда до 2 мг/л, а фосфора – до 0,5 мг/л. При заливке прудов, в период, когда температура воды еще низкая, этих показателей можно достичь внесением удобрений из расчета 90 кг/га аммиачной селитры и 90 кг/га суперфосфата. При заливке прудов во втором туре дозу каждого из первоначально вносимых удобрений уменьшают до 60–70 кг/га (Привезенцев и Липко, 1987).

Наряду с внесением минеральных удобрений, для ускорения развития фито- и зоопланктона в прибрежную зону прудоввносят кормовые дрожжи из расчета 10 кг/га и маточную культуру *Daphnia* (5–10 кг/га). Кроме кормовых дрожжей, развитию бактерий (корм для зоопланктона) способствует и внесение органических удобрений в виде подвяленной скошенной растительности (вносится один раз за весь период подращивания) (Заикина, 1975).

Стабильную кормовую базу необходимо поддерживать в прудах в течение всего периода выращивания. С этой целью пруды регулярно удобряют: в течение первого цикла выращивания молоди удобрения вносят каждые 8 дней, во втором цикле – каждые 15 дней. Норма внесения удобрений рассчитывается исходя из фактического содержания в воде биогенов и требуемой их концентрации: азот (2 мг/л), фосфор (0,5 мг/л). В среднем норма составляет: 3–5 кг селитры и 2–6 кг суперфосфата на 1000 м<sup>2</sup>.

Оптимальная биомасса кормовых организмов в прудах составляет (из расчета на 1 м<sup>2</sup> дна водоема): планктон – более 3 г, бентос – более 5 г. Следует отметить, что суточный рацион молоди в течение периода прудового выращивания возрастает с 25% от массы тела у 20-суточной молоди до 36% – у 40-суточной (Крупий и Колодкова, 1996).

### 6.3.5 Методы повышения кормовой базы и интродукция кормовых организмов

Кроме применения удобрений, целесообразным является проведение комплексных мероприятий по увеличению биомассы кормовых организмов в прудах и реконструкции их видового состава, в том числе:

- поэтапное залитие прудов с внесением дополнительного количества органических удобрений и маточной культуры *Daphnia*;
- интродукция в пруды некто-бентоносных кормовых организмов (гаммариды: *Gammaruspulex*, *Pontogammarus robustoides*, *Dikerogammarus haemobaphes*, *Niphargoides maeoticus*; и мизиды: *Paramysis lacustris*, *P. ullskyi*), выловленных в прибрежной зоне Азовского, Черного и Каспийского морей, то есть в будущих местах выпуска и нагула молоди;
- увеличение численности основных кормовых организмов.

#### 6.3.5.1 Мизиды (*Mysidacea*) и гаммариды (*Gammaridae*)

Мизиды и гаммариды являются оптимальными объектами для интродукции и культивирования на воспроизводственных предприятиях. Основу питания гаммарид составляют планктонные водоросли: преимущественно протококковые (*Scenedesmus*, *Pediastrum*, *Oocystis*, *Chlorella*), диатомовые (*Stephanodiscus*) и сине-зеленые (*Merismopedia*, *Comphosphaeria*). Мизиды предпочитают органический детрит, что является благоприятной предпосылкой для их интродукции в осетровые пруды.

Маточную культуру этих организмов можно заготавливать в опресненных участках моря на песчанно-ракушечных грунтах в апреле-июне, поскольку в этот период в популяции сохраняются прошлогодние особи, отличающиеся высокой плодовитостью.

Транспортировку гаммарид осуществляют в деревянных ящиках без воды во влажной водной растительности. Мизид перевозят в живорыбных машинах или полиэтиленовых пакетах с водой и кислородом.

Норма посадки в пруды вселяемых организмов, составляет: мизид - 0,3 кг/га., гаммарид – 0,5 кг/га. (Воробьева и Никонова, 1987). Следует отметить, что вселение этих организмов в водоемы в значительной мере компенсирует потерю кормовой базы в период вылета хирономид. Кроме того, важной биологической особенностью является высокая выживаемость донных ракообразных и малый отход за зимовку. При этом мизиды способны выносить также зимовку на осушенных площадях водоемов. Наряду с интродукцией в пруды донных ракообразных, целесообразно культивирование непосредственно в водоеме в небольших садках из капронового сита № 7 объемом 3–4 м<sup>3</sup> или в отгороженных участках пруда. Плотность посадки мизид в садок составляет 15000 шт./м<sup>2</sup>, гаммарид – 1500 шт./м<sup>2</sup>. Наилучшим кормом для ракообразных в садках являются растертые нитчатые водоросли (*Oedogonium sp.*) и гидролизные дрожжи.

#### **6.3.5.2 Хирономиды (*Chironomidae*)**

Численность личинок хирономид, являющихся основным кормовым объектом молоди осетровых, можно существенно увеличить, выставляя в пруды, закрепленные на рамах размером 3×3 м, добавочные поверхности, изготавливаемые из дели, полиэтилена и др. Обычно, на 1 м<sup>2</sup> поверхности оседает 25–30 г хирономид, которые в течение весенне-летнего периода продуцируют биомассу 150–180 г. Кроме этого, можно размещать вертикальные добавочные площади из полиэтиленовой пленки, закрепленной на прямоугольной раме. Полосы пленки размещают на раме через каждые 10 см. Таким образом на одной раме 3×3 м можно разместить 250 м<sup>2</sup> добавочной поверхности.

#### **6.3.5.3 Стрептоцефалюс (*Streptocephalus torvicornis*)**

Эффективным способом повышения кормовой базы прудов является вселение в пруды стрептоцефалюса (*Streptocephalus torvicornis*), являющегося эффективным кормом для молоди осетровых, особенно белуги. Для этого из водоемов, в которых массово обитает стрептоцефалюс отбирают ил, содержащий большое количество яиц (180–200 шт/м<sup>2</sup>) и равномерно распределяют его по ложу выростных прудов перед заливом. В этом случае в период выращивания молоди продукция стрептоцефалюсов в прудах может составлять до 84 000 шт/м<sup>2</sup>. Для подкормки стрептоцефалюсов можно использовать водоросле-дрожжевые культуры. Возможна также заготовка яиц стрептоцефалюса в естественных водоемах. Собранные яйца просушивают и очищают от примесей с помощью сит.

### **6.3.6 Борьба с листоногими раками (*Phyllopora*)**

#### **6.3.6.1 Традиционные методы**

Наличие в прудах листоногих раков оказывает угнетающее действие на развитие молоди осетровых и приводит к резкому сокращению их численности, поскольку листоногие раки конкурируют с молодью в питании, а в отдельных случаях питаются ею. Кроме того, обитая в придонных зонах водоема, листоногие раки взмучивают ил, значительно понижая прозрачность

воды, вследствие чего резко сокращается эффективность фотосинтеза, гибнут важнейшие кормовые организмы (хириноиды и ветвистоусые).

Традиционно для борьбы с листоногими раками использовались методы токсического воздействия различными препаратами. При этом наиболее эффективно использование хлорной извести, которая при концентрации активного хлора 1 мг/л убивает молодь щитня (*Lepidurus apus*), при концентрации 1,4 мг/л – лептостерий (*Leptestheria*), а при концентрации 1,7 мг/л – всех взрослых листоногих раков. Следует отметить, что обязательным условием эффективного применения хлорной извести является заливание прудов до проектных отметок и внесение ее по всей поверхности водного зеркала. Хлорную известь вносят в пруды на 6–9 день после залития, из расчета 13–15 кг на 1000 м<sup>2</sup> с помощью специального хлоратора (Аскеров и Сидоров, 1964), представляющего собой лодку с установленным на нее бункером. Существенным недостатком данного метода является неполное уничтожение вредителей. Кроме того, несмотря на непродолжительное токсическое действие хлорной извести (не более 48 часов), кормовая база после такой обработки начинает восстанавливаться только на 10–15-е сутки.

#### **6.3.6.2 Современные экологические методы**

В настоящее время разработано несколько экологических методов борьбы с листоногими раками, использование которых является более целесообразным:

- «Провокационное заливание», при котором пруд заливается водой на одну треть объема, а после массового выклева раков воду из пруда сбрасывают. При этом важно не допускать созревания раков, т.к. они откладывают новые яйца, в связи с чем, этот метод не всегда эффективен (Аскеров и Сидоров, 1964). Кроме того, данный способ предусматривает значительный расход воды и может быть экономически нецелесообразен для хозяйств с механическим (принудительным) водоснабжением.
- Для снижения отрицательного воздействия листоногих раков на выращивание молоди осетровых можно применять метод ступенчатого (залития) заполнения пруда для использования молоди листоногих раков в качестве кормового объекта для осетровых. В этом случае вселяемая молодь осетра или севрюги, должна иметь массу не менее 100–120 мг. Зарыбление осуществляется сразу после установления факта выклева лептостерии и щитня (*Lepidurus apus*), при объеме воды в пруду равном одной трети от проектного показателя. По мере выедания молоди листоногих раков, пруд заливается на половину объема и далее – полностью.

С целью сохранения внутривидовой структуры и создания необходимых экологических условий (температурный режим, фотопериод, обеспеченность пищей) для всех видов осетровых целесообразно выращивание молоди в прудах в несколько циклов в течение всего периода выращивания, в том числе:

- по возможности раннее зарыбление прудов (со сдвигом на 20–25 суток относительно традиционных сроков) при получении оплодотворенной

---

икры и подращивании молоди до наступления нерестовых температур с использованием терморегуляции (Кокоза, 2004). Это позволяет наиболее полно использовать производственные возможности прудов, а также существенно расширить спектр питания молоди;

- зарыбление в традиционные сроки (последняя декада мая - июнь);
- зарыбление во II-м цикле по окончании пика летних температур (вторая декада июля- вторая половина августа) более крупной молодью (1–2 г) при меньшей плотности посадки (10 000 на 1 га).

Зарыбление прудов в сроки, отличные от традиционных, позволяет более эффективно использовать производственные мощности заводов и избежать выпуска молоди в период летнего пика температур, обеспечивая благоприятные условия для роста и развития, что увеличивает выживаемость в прудах и море. В период выращивания молоди в пруду осуществляется контроль над состоянием кормовой базы и темпом роста молоди. Рекомендуется также проведение ихтиопатологического контроля. При достижении молодью стандартной массы (русский осётр – 2–3 г, севрюга и шип – 1,5–2,5 г, белуга – 3–4 г, стерлядь – 1,5–2 г) начинают сброс воды из прудов и выпуск молоди в естественные водоемы. Выживаемость молоди за 30–40 суток периода прудового выращивания в среднем составляет 50%.



## Глава 7

### Культивирование живых кормов

#### 7.1 ВВЕДЕНИЕ

Детальное описание производства и использования живых кормов в аквакультуре было дано Лавенсом и Соргелосом (Lavens and Sorgeloos, 1996). Традиционные методы культивирования живых кормов, используемых на осетровых рыбоводных заводах бассейнов Азовского и Каспийского морей, представлены ниже. Для производства живых кормов на осетровых заводах должны быть оборудованы специальные участки.

#### 7.2 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ОЛИГОХЕТ (*ENCHYTRAELUSALBIDUS*)

Для выращивания олигохет необходимо специальное кондиционируемое помещение с постоянной температурой воздуха (16–20°C) в течение всего года, которое должно быть оборудовано водопроводом и канализацией и включать зал со стеллажами (Рисунок 98), а также комнату для отделения червей от грунта, холодильную камеру (для хранения продукции), кормокухню для приготовления питательных смесей.



**Рисунок 98:** Ящики для выращивания олигохет в специальном цехе.

Выращивание червей (*Enchytraeus albidus*) производят в деревянных ящиках размером 0,5×0,4×0,12 м. В качестве субстрата используют просеянную через 3–5 мм сито и смешанную с перегноем мягкую структурированную почву (например, садовую землю), влажность которой необходимо поддерживать на уровне 22–26%, а pH – на уровне 6,2–6,8. Норма загрузки маточной культуры – 0,2–0,25 кг/м<sup>2</sup> (40–50 г на ящик) с глубиной грунта 3–4 см. Оптимальная температура для роста, развития и размножения червей составляет 16–18 °С. При этой температуре развитие яиц продолжается 7 сут.,

затем вылупляется молодь, которая через 4 сут. выходит из кокона и начинает экзогенное питание. На 21–23-й день черви становятся половозрелыми и достигают массы 6–9 мг. На осетровых рыбководных заводах кормление культуры производят кормосмесями из отходов мучного производства, картофеля, свеклы, капусты и других богатых углеводами овощей, отрубей, кормовых дрожжей, растительного сырья. Смесь варят и пропускают через измельчитель. Вносят кормосмеси в виде жидкого пюре или теста. Кормовые дрожжи вносят в виде раствора (1 кг дрожжей на 4 л воды). Кормят один раз в неделю, закладывая корма в бороздки, глубиной 4–6 см и засыпая их землей. Норму внесения корма рассчитывают по приросту биомассы червей и кормовым коэффициентам. Кормовой коэффициент овощей составляет 6, мучных отходов – 4,5, кормовых дрожжей – 1. Для кормления олигохет рекомендуется применять следующий кормовой рацион: овощи – 60%, мучные отходы – 20%, кормовые дрожжи – 20%. В первый месяц разведения олигохет прирост их биомассы увеличивается по сравнению с начальной массой в 2 раза, в последующие – в 5 раз. Оптимальная плотность червей 750 г/м<sup>2</sup>, максимальная – 1500 г/м<sup>2</sup>. Съем продукции производят при достижении биомассы 750 г/м<sup>2</sup>, что позволяет еженедельно отбирать 400 г червей с 1 м<sup>2</sup>.

Для отбора червей кюветы с землей помещают под яркий свет и тепло от ламп накаливания. Уходя от света, черви скапливаются на дне кюветы, откуда их собирают, убирая землю. Средняя продукция олигохет составляет 420 г/м<sup>2</sup> в неделю. Оставшуюся после отбора червей землю, содержащую большое количество коконов с яйцами, высыпают обратно в те же ящики, из которых она была взята.

Вместе с тем, в последнее десятилетие для кормления олигохет на осетровых заводах используют искусственные сухие корма. Так, Мемиш, Челиккале и Эрган (Memiş, Çelikkale and Ergen, 2004) провели эксперимент с использованием пяти различных рационов, четыре из которых содержали углеводы, овощи, фрукты, гранулированный форелевый корм, а пятый представлял комбинацию первых четырех вариантов. Наибольший прирост биомассы и лучшие репродуктивные показатели олигохет были отмечены при использовании форелевого гранулированного корма.

## **7.3 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ВЕТВИСТОУСЫХ РАЧКОВ (DAFNIA, MOINA)**

### **7.3.1 Общие требования**

Для использования в качестве живого корма выращивают дафний и моин (*Dafniatagna*, *D. pulex*, *Moinarectirostris*, *M. macrocopa*), отличающихся высокими скоростью роста, плодовитостью и выживаемостью. При этом, в связи с малыми размерами (личинки 0,2–0,4 мм, взрослые 1,5 мм), моины являются наиболее пригодным кормом для кормления личинок в первые дни после перехода на экзогенное питание. Основой биотехники культивирования ветвистоусых является создание благоприятных условий в отдельном несменяемом объеме воды (Богатова, Тагирова и Овчинникова, 1975). Для этой цели подходят любые бетонные (12×3–4 м) либо пластиковые бассейны или лотки объемом не менее 2 м<sup>3</sup> и глубиной не более 50–60 см, размещенные,

в зависимости от климатических условий на открытом, хорошо освещаемом солнцем месте или в помещении (Рисунок 99).



**Рисунок 99:** Бетонные бассейны для культивирования ветвистоусых (дафний и моин).

Перед внесением маточной культуры в бассейны вносят минеральные удобрения из расчета  $37,5 \text{ г/м}^3$  аммиачной селитры или  $65 \text{ г/м}^3$  сульфата аммония. Для обеспечения быстрого развития рачков в бассейны вносят дополнительный корм. Суточная норма питательных веществ: хлорелла – 200 млн. клеток/ $\text{м}^3$ ; пекарские дрожжи из расчета  $10\text{--}15 \text{ г/м}^3$  в виде суспензии ( $2 \text{ л/м}^3$  воды); конский навоз –  $0,8\text{--}1,5 \text{ кг/м}^3$ , аммиачная селитра –  $18,75 \text{ г/м}^3$ , сульфат аммония –  $32,5 \text{ г/м}^3$ . Питательные вещества вносятся вдоль стенок бассейнов ежедневно или раз в 8–10 дней. Интенсивность развития протококковых водорослей, являющихся основным кормом ветвистоусых, контролируют визуально по цвету воды. Ярко-зеленая непрозрачная вода цвет соответствует максимальной плотности водорослей. При достижении этого показателя внесение удобрений временно прекращают. Повышение прозрачности свидетельствует об угнетении кормовой базы и служит сигналом к возобновлению внесения удобрений.

### 7.3.2. Условия культивирования

Скорость созревания дафнии в значительной мере зависит от внесенной маточной культуры. При плотности посадки  $10 \text{ г/м}^3$  культура достигает максимума через 15 суток, при  $100 \text{ г/м}^3$  – через 10 суток. При этом расход сухих дрожжей на выращивание 1 кг ветвистоусых составляет 200–300 г. При необходимости быстрого получения живого корма, период созревания может быть значительно сокращен за счет повышенных норм внесения маточной культуры (Таблица 39). Оптимальные условия культивирования: степень жесткости ( $^{\circ}\text{dH}$ ) –  $6\text{--}18^{\circ}$ , pH –  $7,2\text{--}8,0$ , температура –  $20\text{--}24^{\circ}\text{C}$  (*Daphnia*),  $24\text{--}30^{\circ}\text{C}$  (*Moina*), окисляемость – не выше  $50\text{--}70 \text{ мг O}_2/\text{л}$ , углекислота – не более  $10 \text{ мг/л}$ .

**Таблица 39:** Объем внесения маточной культуры *Daphnia* для получения урожая 0,2–1,0 кг живой *Daphnia* в сутки при выращивании в бассейнах (Аскеров и Сидоров, 1964).

Маточная культура <i>Daphnia</i> (кг/м <sup>3</sup> )	Продолжительность культивирования до первого урожая, дни
0,5	10–12
1	8
2	5–6
3	3–4

Показателем созревания культуры можно считать наличие в бассейнах 50% взрослых особей дафний и 50% ее молоди. В этом случае можно ежедневно снимать прирост продукции в количестве 30–35 г/м<sup>3</sup>.

### 7.3.3 Повышение пищевой ценности *Daphnia magna*

Рачков отцеживают с помощью сачков из мелкого сита и сразу скармливают или замораживают; при этом питательность кормов почти полностью сохраняется.

Для повышения пищевой ценности *D. magna* используют метод биоинкапсуляции бактериями (*Saccharomyces cerevisiae*) (Jafaryan, Alimohamady and Makhodomi, 2009). Так, перед использованием в кормлении личинок персидского осетра (*A. persicus*) *D. magna* выдерживали в течение 10 часов в бактериальной суспензии *S. cerevisiae*. Наиболее высокие темпы роста личинок персидского осетра были получены при использовании суспензии с концентрацией 10<sup>8,48</sup> (КОЕ/л).

## 7.4 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ARTEMIASALINA

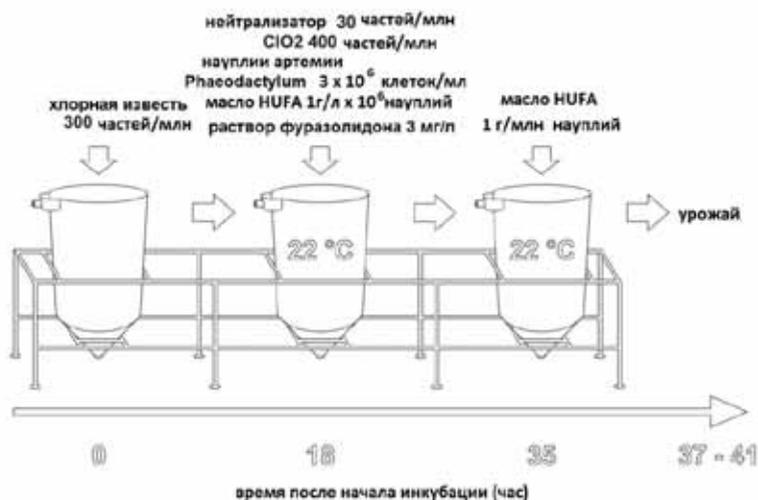
### 7.4.1 Инкубация цист артемии

Для инкубации цист артемии *Artemia* используют прозрачные конусовидные сосуды емкостью от 40 до 300 л. Высокое содержание кислорода и перемешивание яиц в аппарате осуществляется аэрацией воды с помощью компрессора, распылители которого устанавливаются в донной части аппарата. Над аппаратами обеспечивается постоянное интенсивное (2000 лк) искусственное освещение. Для инкубации активированные яйца артемии помещают в 4–5% раствор поваренной соли (NaCl). Плотность закладки яиц зависит от их качества и размера и составляет, в среднем – 4–5 г/л. В инкубационном аппарате необходимо поддерживать температуру 27–29°C, pH – 7,5 – 8,5. При этих условиях выклев науплий происходит через 24–30 часов после закладки яиц (Литвиненко и др., 2000). По завершению инкубации на 15 минут выключается свет и компрессор. В результате этого оболочки всплывают вверх, а науплии концентрируются в нижней части аппарата. После этого через сливной кран сначала сливаются мертвые и непродуктивные цисты (скапливающиеся в нижней конической части), а затем в мешок из газ-сита (114 мкм) сливают науплий. Полученных науплий

либо сразу скармливают, либо помещают в бассейны с 3–5% раствором соли для дальнейшего подращивания или замораживают (Литвиненко и др., 2000).

#### 7.4.2 Биоинкапсуляция науплий артемии

Для снижения коэффициента конверсии корма и, соответственно, увеличения выживаемости, темпов роста личинок и их устойчивости к стрессу рекомендуется использовать метод биоинкапсуляции - обогащение науплий *Artemia*  $\omega$ -3 высоконасыщенными жирными кислотами (Lavens and Sorgeloos, 1996; Noori, Azari Takami and Sorgeloos, 2002; Hafezieh *et al.*, 2009) (Рисунок 100).



**Рисунок 100:** Схема обогащения (биоинкапсуляция) науплий артемии (изменённая Çiftci *et al.*, 2002). (NF - раствор фуразолидона, 3 мг/л).

Для повышения темпов роста и качества личинок осетровых также используют способ биоинкапсуляции науплий *Artemia* пробиотиками. Науплии *Artemia* перед использованием в кормлении личинок осетровых выдерживаются в течение 10 часов в бактериальной суспензии (*Bacilluslicheniformis*, *B. subtilis*, *B. polymixa*, *B. laterosporus*, *B. circulans* - коммерческое название “Protexinaquatic”). Наилучшие результаты при кормлении личинок шипа *A. nudiventris* биоинкапсулированными науплиями *Artemia urmiana* были получены с использованием концентраций бактериальной суспензии  $3 \times 10^5$  бактерий/мл (КОЕ/мл).

#### 7.4.3 Выращивание артемии в бассейнах

Разводить, выращивать артемию можно в таких же нефилтрующих бассейнах, какие применяются для разведения ветвистоусых рачков, но изготовленных из солеустойчивого бетона или пластика. Для этого в бассейнах создают соленость от 40–50‰ и запускают взрослых артемий *A. salina* (10 г на м<sup>3</sup>) или вносят яйца артемии из расчета 500–600 г/м<sup>3</sup>. В природе главная пища

рачков *A. salina* – микроводоросль *Dunaliella salina*, а также бактерии грунта и органические остатки. Для развития протококковых водорослей в бассейн вносят культуру *Chlorella* (1 млн. клеток на 1 мл) и растворенные в воде соли (из расчета 0,1 кг/м<sup>3</sup> глауберовой соли (сернокислого натрия), 0,05 кг/м<sup>3</sup> азотнокислого калия и 0,05 кг/м<sup>3</sup> суперфосфата).

В качестве корма для *Artemia* можно использовать кормовые дрожжи, которые вносят в растворенном виде по всей площади бассейна из расчета 0,01 кг/м<sup>3</sup>. Начиная с третьего дня после вылупления науплий кормовые дрожжи вносят 1 раз в 5 суток из расчета 20 г/м<sup>3</sup>. Когда рачки *Artemia* становятся половозрелыми, частоту кормления увеличивают до 1 раза в 3 суток, а при их массовом размножении кормовую норму повышают до 35 г/м<sup>3</sup>. Оценивать условия содержания *Artemia* и обеспеченность её кормом можно визуально по поведению рачков. Равномерное распределение артемий в толще воды указывает на нормальные условия среды, их скопление у дна и стенок бассейна характеризует недостаточность кормовой базы. Концентрация рачков у поверхности воды и их замедленные движения свидетельствуют о дефиците кислорода. Отлов артемий начинают, когда в бассейне на одну половозрелую особь приходится не менее десяти неполовозрелых рачков. В этом случае допустимая норма изъятия культуры составляет 1/3–1/2 всей биомассы или 100–120 г/м<sup>3</sup>. Для получения устойчивого выхода продукции необходимо поддерживать в бассейнах стабильную концентрацию поваренной соли и содержание растворенного в воде кислорода (на уровне не менее 4 мг/л), способствующие выклевыванию науплий. По окончании рыбоводного сезона яйца артемий можно оставлять в бассейнах на зиму.

## 7.5 КУЛЬТИВИРОВАНИЕ КРАСНОГО КАЛИФОРНИЙСКОГО ЧЕРВЯ (EISENIA FOETIDA)

Калифорнийский червь (*Eisenia foetida*) эффективно используется для кормления молоди (Лабенец и Никоноров, 1999). Для культивирования червей можно использовать лотки высотой 0,2–0,3 м, которые обычно устанавливаются на стеллажах (Рисунок 101).



**Рисунок 101:** Участок выращивания калифорнийского червя (осетровый завод, Атырау, Казахстан).

---

Субстраты для культивирования червей готовят из ферментированного навоза, садовой земли, резаной соломы или других целлюлозосодержащих материалов. После этого субстрат увлажняется и заселяется червями с плотностью 5000 особей на 1 м<sup>2</sup>. Культивирование проводится при рН 6,5–7,5, влажности 75–80%, температуре 22–23°С. После заселения червей лотки с субстратом покрываются соломенными или камышовыми циновками для поддержания влажности почвы.

Для удержания червей в субстрате необходим источник УФ-излучения. Для этого в теплице устанавливаются ртутные лампы. Субстрат необходимо регулярно увлажнять. По мере оседания (за счет поедания органики червями) субстрат по необходимости, дополняется до уровня бортов лотков. Цикл культивирования длится 90–120 суток. За это время количество червей возрастает до 30 000–40 000 особей на 1 м<sup>2</sup>, биомасса достигает 9–12 кг/м<sup>2</sup>. За два цикла культивирования в год биомасса составляет 18–25 кг/м<sup>2</sup>. По завершении цикла культивирования субстрат с червями подсушивается до 50–60% влажности и проводится разделение субстрата и червей. Измельченные черви могут также скармливаться рыбам в сухом или вареном виде.



## Глава 8

### Биотехнология промышленного воспроизводства осетровых рыб на основе управления сезонностью размножения мигрантов различных сроков нерестового хода

#### 8.1 ВВЕДЕНИЕ

Изменение водного режима нерестовых рек и переход на преимущественно искусственное воспроизводство вызывают значительные изменения видовой и внутривидовой структуры нерестовых стад осетровых, что отрицательно сказывается на генетическом разнообразии. Поскольку запасы осетровых рыб определяются результатами искусственного воспроизводства, его биотехнология должна быть ориентирована на формирование популяций с восстановлением их природной разнокачественности (Баранникова, 1970, 1979). Утрата природной гетерогенности обусловлена ориентацией промышленного осетроводства только на «валовый» выпуск молоди. Такой подход подразумевает использование для воспроизводства наиболее зрелой части стада осетровых рыб (первой половины нерестового хода) и приводит к уменьшению экологической и эволюционной пластичности вида (Казанский, 1975; Баранникова, 1975).

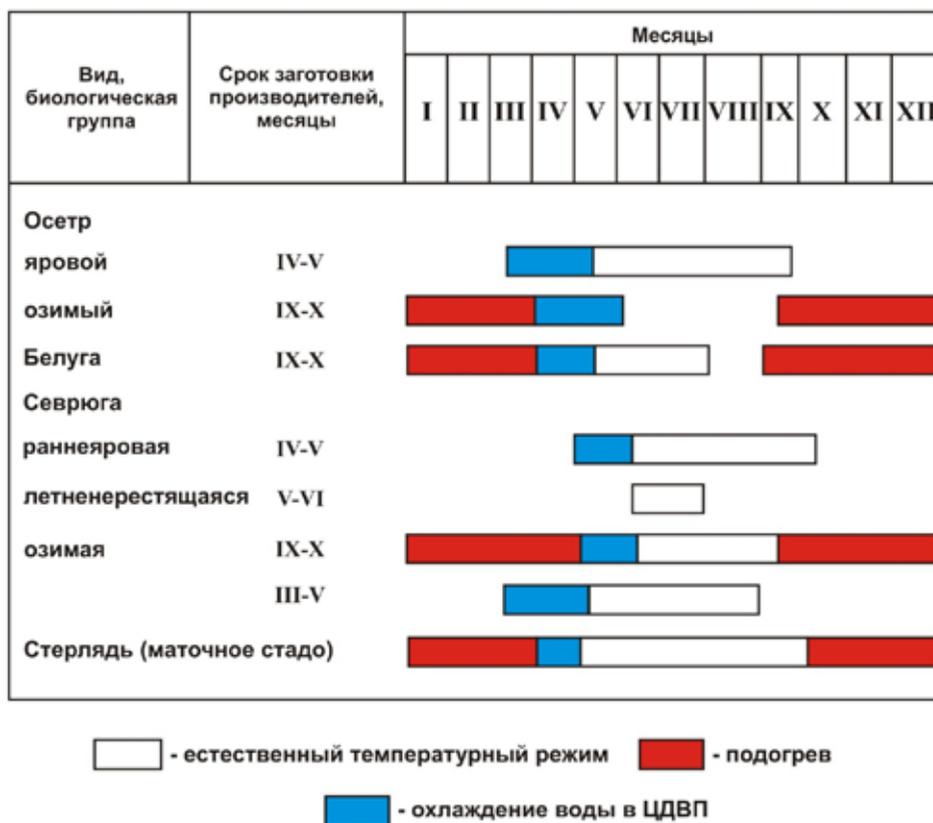
При традиционной технологии получение половых продуктов от производителей ограничено короткими сроками анадромной миграции и физиологическим состоянием, не позволяющим рыбам длительно сохранять состояние функциональной зрелости. Опыт эксплуатации цехов длительного выдерживания производителей (ЦДВП) при низких температурах в дельте р. Волга в течение нескольких лет (Казанский и Молодцов, 1974) показал возможность смещения полового цикла в пределах трех месяцев для ранних «яровых» (весенних) производителей русского осетра каспийской популяции путем выдерживания в IV завершённой стадии зрелости. Методика, разработанная в ходе экспериментов, не обеспечивала устойчивый рыбоводный эффект в процессе перевода рыб в нерестовое состояние. Кроме того, биологическое состояние нерестовой части популяции значительно трансформировалось при изменении экологических условий миграции. Поэтому ЦДВП при низких температурах не эксплуатировали, несмотря на особую актуальность перехода на новую биотехнику всех осетровых заводов бассейна Азовского моря.

Развитие и сочетание различных методов эколого-гормонального управления сезонностью размножения (севрюги, русского осетра, белуги и стерляди) позволило в производственных масштабах (с использованием ЦДВП при низких температурах) (Рисунок 102) осуществлять сдвиг полового цикла мигрантов различных сроков нерестового хода и выращенных производителей на ранние (до 5 месяцев) и более поздние (до 6 месяцев) сроки (Чебанов, 1996а; Chebanov, 1997) и существенно повысить эффективность использования производителей, особенно летненерестящейся севрюги.



**Рисунок 102:** Цех длительного выдерживания производителей при низких температурах.

Кроме того, получение зрелых половых продуктов от озимых мигрантов и выращивание жизнестойкой молоди в условиях регулирования температурного режима обеспечивает раннее получение потомства от «диких» производителей осетровых (Рисунок 103), позволяет оптимизировать использование производственных площадей и обеспечить растянутый во времени выпуск разноразмерной молоди в естественные водоемы.



**Рисунок 103:** Схема круглогодичного воспроизводства различных видов и биологических групп осетровых рыб.

Разработанная биотехнология включала следующие элементы (Чебанов, 1996б):

- длительное выдерживание осетровых рыб при различных постоянных донерестовых температурных режимах (ПРВ), в зависимости от вида и биологической группы;
- выведение рыб на нерестовый температурный режим (НТР), основанное на системе переменных температур и длительности, соответствующей продолжительности выдерживания производителей осетровых разных видов и биологических групп;
- сезонное варьирование комбинированного использования системы: теплые воды – пруды – ЦДВП при низких температурах;
- сдвиг полового цикла “диких” озимых производителей осетровых на ранние сроки при подогреве воды;
- осеннее, зимнее и ранне-весеннее получение потомства от мигрантов осеннего хода;

- усовершенствованная схема гормонального стимулирования созревания половых продуктов в зависимости от сроков заготовки и сезона использования производителей осетровых рыб;
- программирование температурных режимов инкубации икры и адаптации личинок, полученных в нетрадиционные сезонные сроки;
- автоматизированная система управления термическим режимом и водоснабжением и контроль параметров среды (АСУ и К);
- введение в схему ЦДВП при низких температурах участка для инкубации икры с подключением к системе водоподготовки;
- использование дополнительных емкостей для отбора свежей воды из бассейнов с производителями с целью сокращения потерь времени на восстановление их рабочего объема после проведения рыбоводных операций с производителями;
- оснащение фильтрационными системами для очистки воды на входе в ЦДВП при низких температурах и линиях рециркуляции воды в системе.

## 8.2 ОТБОР ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ

Отбор производителей осетровых рыб для длительного выдерживания в закрытых цехах при низких температурах воды осуществляется в море из ставных неводов и в реке из закидных при температурах:

- 5–15°C – русский осетр;
- 7–16°C – раннеяровая севрюга;
- 17–20°C – позднеяровая или летненерестящаяся севрюга;
- 12–16°C – озимая севрюга.

Одним из основных элементов процесса выдерживания производителей осетровых рыб в ЦДВП при низких температурах является процесс накопления их в бассейнах залов цеха, где может быть от трех до девяти бассейнов объемом 30–40 м<sup>3</sup>.

### 8.2.1 Методика накопления «диких» производителей

Накопление «диких» производителей осетровых рыб в ЦДВП при низких температурах обычно осложнено удаленностью их от мест заготовки производителей, прибрежного промысла, а также небольшим количеством рыб, одновременно поставляемых к цехам. Поэтому, быстрое зарыбление в течение двух – трех суток одного зала цеха практически невозможно. Обычно оно растягивается на пять – десять суток. В этом случае важно при накоплении рыб в бассейнах создать такие условия, которые бы способствовали оптимизации процесса адаптации рыб к длительному содержанию. Существует четыре метода накопления рыб в бассейнах одного зала и выведения на ПРВ:

1. содержание рыб при естественном температурном режиме без включения холодильных машин до полного заполнения бассейнов в одном зале и с последующим выведением на ПРВ;

2. после посадки первой партии рыб устанавливается ПРВ по заданной программе, а все последующие партии выдерживаются (с учетом адаптационного периода к новой температуре – 3 ч.) до необходимой температуры в специально отведенном зале, после чего они пересаживаются на ПРВ;
3. содержание рыб при довольно значительных колебаниях температуры до полного зарыбления бассейнов и с последующим выведением на ПРВ;
4. зал, после заполнения одного-двух бассейнов выводится на ПРВ, незаполненные бассейны исключаются из оборотной системы водоснабжения (т.е. не снабжаются холодной водой); и только после полного зарыбления бассейны подключаются к общей системе с охлаждением.

При первом методе содержание зрелых производителей (в IV завершенной стадии) при довольно высоких температурах (для русского осетра - 11–13°C, для севрюги - 13–17°C) в бассейнах более 24 ч. приводит к образованию потертостей, гематом на теле и плавниках из-за активного поведения рыб при нерестовых температурах. Процесс адаптации к новым условиям осложняется ухудшением их состояния, а профилактическая обработка при этом создает дополнительное стрессовое воздействие и изменяет физиологическое состояние производителей настолько, что приходится их изымать из бассейнов. В этом случае для вывода на ПРВ оставалось не более 30% отсаженных особей.

Второй метод предполагает частое перемещение производителей из одного зала в другой, что приводит к созданию стрессовых ситуаций для рыб и ухудшению условий адаптации к длительному выдерживанию в бассейнах закрытых цехов. При этом способе 30–35% рыб сохраняют потенциальную продуктивность воспроизводительной системы до окончания требуемого срока.

Третий метод позволяет не перемещать производителей из одного зала в другой и сохранять их исходное физиологическое состояние, поскольку довольно значительные колебания температуры (наблюдаемые и в естественных условиях) рыбы переносят довольно легко (Ривкин и Казанский, 1979). Одновременно процесс приспособления к новым условиям содержания продолжается непрерывно. В этом случае, за весь период выдерживания (1,5–4 месяцев) общий отход составляет не более 5–8% (Чебанов и Савельева, 1995).

Апробация четвертого метода показала, что при быстром подключении к системе охлажденной воды наблюдается резкое снижение температуры в бассейне: за 1–1,5 часа градиент температуры может составить 6°C. Таким образом, последний метод требует более тщательной разработки механизма включения изолированных бассейнов в систему охлаждения и, очевидно, будет более перспективным для залов с увеличенным числом бассейнов.

Установлено, что период адаптации рыб после стрессовых нагрузок (отлов, транспортировка) довольно длителен (14 суток). Поэтому при

накоплении и последующем выдерживании производителей следует избегать их пересадки из бассейна в бассейн. Это возможно лишь в период перевода в режим нерестовых температур.

При накоплении рыб в бассейнах одного из трех залов ЦДВП при низких температурах, имеющего общую оборотную систему водоснабжения и холодильную машину, наибольшая эффективность получена при переменном температурном режиме: снижение температуры после посадки каждой партии рыб и повышение её перед следующей посадкой. Использование видоспецифичных оптимальных температурных режимов накопления, обеспечивает высокую выживаемость и рыбоводный эффект использования производителей различных сезонных форм.

Статистическая обработка результатов многолетних рыбоводных экспериментов и анализ физиологического состояния производителей позволили установить оптимальные ПРВ для каждого вида и сезонной формы. Эти режимы зависят также от планируемых сроков получения зрелых половых продуктов. Для длительной резервации ярового русского осетра (от 2 до 6 месяцев в период с апреля по сентябрь) в АСУ устанавливается температура 4–5°C, а для относительно кратковременного выдерживания (менее 2 месяцев) – 6–7°C. Градиент снижения температуры при выведении на ПРВ составляет 2–3°C в сутки.

Для длительного выдерживания (более 2 месяцев) используются производители севрюги только раннеяровой и озимой форм. Первую резервируют в течение 2–5 месяцев при температуре 6–8°C. Для севрюги, отловленной осенью и зимовавшей при естественном температурном режиме в ЦДВП или в прудах-зимовалах, рекомендуется, а в случае длительной резервации - обязательно, использовать более низкие температуры – 4–5°C (Чебанов и Савельева, 1995). Суточные колебания температуры воды при ПРВ в оптимальном варианте не должны превышать 1°C, однако кратковременное повышение на 2°C не влияет отрицательно на репродуктивные качества производителей.

В ходе длительного сохранения потенциальной продуктивности производителей при низких температурах и в период выведения на НТР продукты обмена веществ удаляются с полной заменой оборотной воды, кратность которой зависит от температуры и интенсивности аэрации (или оксигенации). Поступление «подсвежающей» воды определяет качество воды и осуществляется в соответствующем режиме (см. Таблица 40).

**Таблица 40:** Изменение расхода «подсвежающей» воды в зависимости от температуры воды в бассейнах.

Температура воды, °С	Расход воды, л/сек.	
	Минимальный	Максимальный
4–6	0,2	0,3
7–9	0,4	0,5
10–12–15	0,6	0,8
16–21	1,0	1,2

При использовании цеолитовых фильтров в системе рециркуляции расход «подсвежающей» воды может быть снижен более чем на 85% или исключён.

### 8.3 ПЕРЕВОД ПРОИЗВОДИТЕЛЕЙ В НЕРЕСТОВЫЙ ТЕМПЕРАТУРНЫЙ РЕЖИМ (НТР)

Методика выведения осетровых из состояния резервации на НТР для разных видов зависит от продолжительности выдерживания рыб при низких температурах (Чебанов и Савельева, 1996). Как показали эксперименты, перевод осетровых в завершающую фазу (репродуктивного) полового цикла после длительного выдерживания при низких температурах, не может быть осуществлен простым линейным повышением температуры с определенным суточным градиентом (Казанский и Молодцов, 1974).

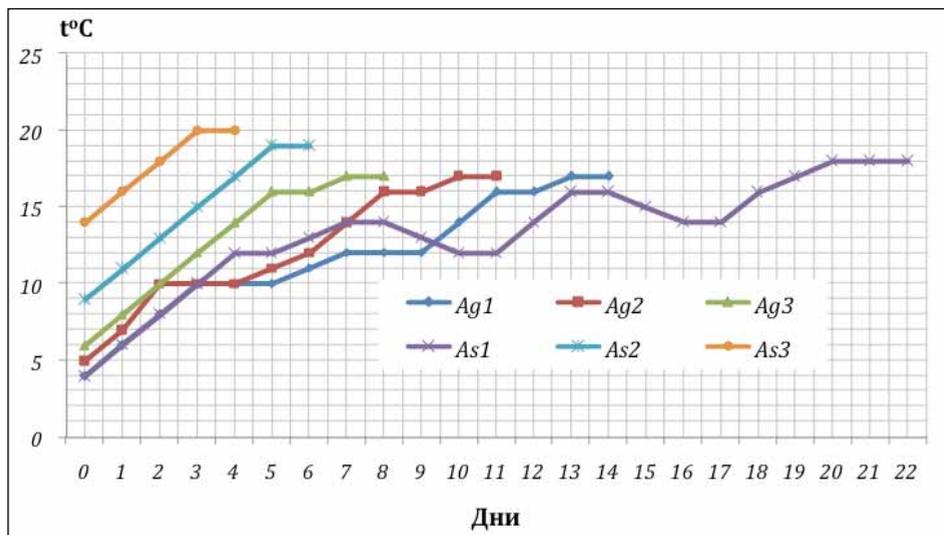
#### 8.3.1 Русский осетр

Разработаны три режима перевода в НТР:

1. В течение первых трех суток температура повышается с градиентом 2°С в сутки, после этого достигнутая температура в 10–11°С поддерживается в течение 2–3 суток. Последующие сутки она повышается до 12°С и поддерживается на этом уровне еще трое суток. Только после этого планируемая нерестовая температура может быть достигнута линейным повышением с суточным градиентом в 2° в сутки. В дальнейшем необходимо ориентироваться на установленный общий баланс воздействия нерестовых температур, после которого можно выполнять инъекцию (Таблица 41). Разработана математически формализованная процедура расчёта на ПК режима перевода на НТР по заданным значениям баланса нерестовых температур и интервалов времени (по окончании которого необходимо получать икру) (Чебанов, 1996б). При длительном выдерживании осетра с исходной зрелостью гонад на начальных этапах IV завершённой стадии, гормональная инъекция осуществляется через 2–3 суток после достижения заданной нерестовой температуры.
2. Выведение на НТР производителей осетра после выдерживания менее 2 месяцев при температуре 4–5°С несколько отличается. Первые сутки температура повышается до 7°С, в последующие – до 10°С.

Последняя температура (10–11°C) сохраняется в течение трех суток, далее температура повышается до заданной нерестовой (14–18°C) с градиентом 2°C в сутки.

- При выдерживании осетра при температуре 6–7°C, эффекта созревания добиваются ежесуточным повышением температуры с градиентом 2–3°C в сутки, поскольку содержание при этом режиме незначительно замедляет процесс завершения оогенеза. В этом случае достижение заданной температуры форсируется без переходных этапов (Рисунок 104).



**Рисунок 104:** Температурные режимы перед гормональной стимуляцией созревания диких производителей осетровых после продолжительного выдерживания при низких температурах: **Ag1** – *A. gueldenstaedtii*, 2–6 месяцев при  $t < 5^\circ\text{C}$ ; **Ag2** – *A. gueldenstaedtii*, 2 месяца при  $t < 5^\circ\text{C}$ ; **Ag3** – *A. gueldenstaedtii*, 1 месяц при  $t < 6\text{--}7^\circ\text{C}$ ; **As1** – *A. stellatus*, 2–5 месяцев при  $t = 6\text{--}8^\circ\text{C}$ ; **As2** – *A. stellatus*, 1,5 месяца при  $t = 9\text{--}12^\circ\text{C}$ ; **As3** – *A. stellatus*, 1 месяц при  $t = 12\text{--}16^\circ\text{C}$ .

### 8.3.2 Севрюга

Для **севрюги**, как и русского осетра, длительное выдерживание производителей при низкой температуре требует при переводе в нерестовое состояние переменного температурного режима с чередующейся активацией и торможением процесса созревания до момента гормональной инъекции. Установлено, что перевод севрюги на НТР требует больше времени, чем перевод русского осетра.

При выдерживании раннеяровой или озимой севрюги в течение 50–70 суток, продолжительность перехода в нерестовое состояние должна быть не менее 20 суток, с постоянным повышением температуры воды до нижнего нерестового значения (12°C). Дальнейшее повышение температуры

чередуется со снижением её в пределах нерестовых значений. Общий тепловой баланс воздействия нерестовых температур на севрюгу после длительного выдерживания при низких температурах, приводящий к дефинитивной функциональной зрелости, составляет 250–300 градусо-дней (Чебанов и др., 1991, Chebanov and Savelyeva, 1999). Последнее является очень важным, поскольку при недостаточном объёме теплонакопления рыбы после выдерживания при низких температурах плохо реагируют гормональную инъекцию и дают потомство с низкой жизнестойкостью (Таблица 41) При минимальном воздействии нерестовых температур наблюдается наименьшее количество самок, продуцирующих жизнестойкое потомство.

**Таблица 41:** Влияние времени выдерживания самок севрюги при нерестовых температурах (после длительного содержания при низких температурах) на их рыбоводные показатели.

Показатель	Продолжительность нерестового режима, градусо-дни		
	100–150	200	250–350
Созревание самок после введения GnRH $\alpha$ , %	80–90	80–90	90–100
Количество самок сикрой высокого качества, %	40–60	65–75	80–100
Процент оплодотворения, %	75–85	85	90
Смертность эмбрионов во время инкубационного периода, %	30–40	30	20
Смертность личинок, %	30–40	35	15–25

#### **8.2.2.1 Особенности преднерестового выдерживания летненерестящийся севрюги**

Данная биотехнология имеет особое значение для восстановления природной гетерогенности популяции осетровых. Выбор оптимального режима выдерживания производителей следует осуществлять на основе диагностического использования экспресс-методов биопсии и определения коэффициента поляризации ооцитов (Казанский и др., 1978). Это позволяет более гибко управлять процессами созревания производителей и способствует успеху рыбоводных работ.

Летненерестящаяся севрюга, мигрирующая в реку во второй половине мая при температуре 16–18°C, проявляет высокую устойчивость к длительному выдерживанию при температурах 9–12°C, сохраняя продуктивность. Производители, заготовленные в июне при температуре 20–22°C, наоборот, чувствительны к низким температурам. Выдерживание при 5–9°C приводит не только к утрате состояния функциональной зрелости, но и к ухудшению физиологического состояния производителей. Поэтому «июньскую» севрюгу необходимо выдерживать при нижних нерестовых температурах 12–16°C.

Для летненерестящейся севрюги процесс получения зрелых половых клеток после ПРВ не требует длительной подготовки: в течение 2–4 суток достигается планируемая нерестовая температура (19–20°C). Рыбоводная продуктивность самок этой экологической группы зависит от исходного состояния репродуктивной системы и соблюдения необходимого режима: чем выше исходная зрелость рыбы, тем больше термический режим ПРВ должен соответствовать нижней границе нерестовых температур (12–13°C).

Следовательно, при весенне-летнем выдерживании при температурах, близких к нижней границе нерестовых температур, продолжительность перевода производителей в НТР почти в два раза меньше, чем длительность перевода рыб, содержащихся при температуре на 5–7°C ниже минимальной нерестовой температуры (Chebanov and Savelyeva, 1999; Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

Длительное выдерживание рыб в ЦДВП при низких температурах требует обеспечения оптимальных абиотических условий. Любое отклонение от нормы влияет на рыб в этом случае в большей степени, чем в естественных условиях. Поэтому эффективнее осуществлять контроль и программы изменения температурного режима в ЦДВП при низких температурах с помощью АСУ. Таким образом, конкретный режим длительного преднерестового выдерживания при низких температурах и перевод производителей в нерестовое состояние должен определяться на основе исследований внутривидовой структуры и региональных экологических особенностей различных видов осетровых рыб.

## **8.4 РЕЖИМ ИНКУБАЦИИ ИКРЫ И ТЕМПЕРАТУРНОЙ АДАПТАЦИИ ПРЕДЛИЧИНОК**

### **8.4.1 Инкубация икры**

Термический режим инкубации икры, полученной в нетрадиционные сроки (например, летом) от производителей осетровых рыб, резервируемых при низких температурах, во многом определяет эффективность биотехнологического процесса. Естественная температура воды на рыбоводных участках и цехах в этот период значительно превышает регулируемую в инкубационных аппаратах ЦДВП при низких температурах. Разность температур воды достигает 10°C и выше. При резком повышении температуры воды в период инкубации икры проявляется асинхронность и нарушается типичность эмбрионального развития, что ведёт к формированию таких уродств, как асимметрии осевых органов относительно желточного мешка, искривления, недоразвитие преанального и хвостового отделов и др. Процесс вылупления предличинок при этом, как правило, очень растянут (Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981).

Поэтому температурный режим инкубации икры следует программировать в соответствии с планируемым сроком вылупления и расчётными сроками достижения различных стадий эмбриогенеза. Разработаны три схемы программируемого температурного режима инкубации икры в ЦДВП при низких температурах:

1. Начало инкубации севрюги и осетра осуществляется с постепенным повышением температуры созревания производителей до естественной температуры с градиентом 1,0–1,5°C в сутки. Чем ниже температура воды при созревании самок, тем более продолжителен период инкубации. В начале вылупления предличинок можно ускорить повышение температуры на 2–3°C за 4 часа.
2. Вторая схема отличается тем, что до 28-й стадии (прямой удлиненной сердечной трубки) инкубация икры осуществляется при низких температурах воды (для русского осетра – 11–13°C, для севрюги – 15°C). Дальнейшее повышение температуры осуществляется с градиентом 2°C в сутки.
3. Третий подход заключается в имитации суточных колебаний температуры воды: снижении и повышении в пределах 2°C в сутки. При этом средняя температура поддерживается в течение каждых последующих двух суток. Это позволяет управлять сроком инкубации, замедляя развитие икры, путем снижения температуры воды в инкубационных аппаратах на 3–5°C. Максимальная допустимая продолжительность снижения температуры – 4–6 ч.

#### 8.4.2 Температурная адаптация предличинок

Вылупление зародышей в ЦДВП при низких температурах проходит, как правило, при температурах воды значительно ниже естественной. Поэтому, для перевода предличинок в открытый бассейновый цех или пруды необходимо осуществлять температурную адаптацию к внешним условиям. В этом случае вылупившиеся предличинки переводятся из накопителя в бассейны или лотки ЦДВП при низких температурах (плотность посадки может быть увеличена до 20 000 – 25 000 тыс. шт/м<sup>2</sup>), подключённые к рециркуляционной системе водоснабжения. Через АСУ задаётся режим повышения температуры с продолжительностью 1–1,5 суток до значений температуры воды в открытом бассейновом цехе и прудах рыбоводного завода.

По данным многочисленных экспериментов оценивалась жизнестойкость потомства осетровых рыб, получаемого в нетрадиционные сроки при искусственном разведении. Необходимость такой оценки связана с тем, что процесс получения и инкубации икры проходит при более низких температурах, чем последующее подращивание и выращивание молоди. Адаптация к высокой температуре наружной среды проходит на последних стадиях зародышевого развития и в первые дни существования вне оболочки после вылупления. Согласно полученным результатам (Галич, 2000а; Чебанов, Галич и Чмырь, 2004), молодь, полученная от севрюги позднего хода, по своим морфофизиологическим показателям ничем не отличается от молоди первой половины хода.

Таким образом, получение молоди осетровых в нетрадиционные сроки при использовании метода длительного выдерживания производителей и адаптации полученного потомства к температурным условиям внешней

среды проходит успешно, что позволяет существенно увеличить масштабы промышленного воспроизводства (Chebanov *et al.*, 2002; Galich and Chebanov, 2004).

## Глава 9

### Эколого-морфологическая и этолого-физиологическая экспресс-оценка жизнестойкости личинок и молоди

#### 9.1 ПОЛИФУНКЦИОНАЛЬНАЯ ОЦЕНКА ФИТНЕС-ПОКАЗАТЕЛЕЙ ЛИЧИНОК И МОЛОДИ

Мониторинг качества молоди является важным элементом искусственного воспроизводства осетровых (например, искусственное воспроизводство на рыбопроизводных заводах и программы восстановления запасов) и должен проводиться не только перед выпуском молоди в естественные водоемы, но и в течение всего технологического цикла (Galich and Chebanov, 2004; Galich and Chebanov, 2009). В ходе мониторинга необходимо осуществлять контроль за соответствием всех показателей нормативным значениям.

Полифункциональная оценка необходима также для отбора молоди рыб в маточные стада, выпуска и товарного выращивания. В последнем случае молодь должна иметь высокие темпы роста, упитанность, низкие кормовые коэффициенты и не требует жёсткости отбора по адаптивным фитнес показателям. Эффект доместикации производителей в маточных стадах на осетровых заводах и полученного от них потомства, обусловлен искусственным отбором на приспособленность к заводским условиям и может неблагоприятно отразиться на выживании молоди и состоянии популяций в естественных условиях. Кроме того, доместикация может привести к ослаблению фитнес-показателей, выражающемуся в снижении сопротивляемости к заболеваниям и экстремальным экологическим воздействиям (Лукьяненко, Касимов и Кокоза, 1984), аномалиям воспроизводительной системы рыб и т.д.

Прижизненные методы оценки качества и контроль развития потомства должны соответствовать следующим основным требованиям (Никоноров и Витвицкая, 1993):

- включать совокупность показателей, комплексно характеризующих функциональное состояние выращиваемой личинки и молоди;
- сокращать время проведения опытов, травматизм и гибель исследуемых предличинок, личинок и молоди;
- предусматривать возможность оценки информации о перспективах дальнейшего выживания, нормального развития, воздействия на жизнеспособность и генетическую структуру популяции осетровых;
- включать систему показателей, экологически адекватно связанных с основными факторами, определяющими выживаемость молоди после её выпуска в естественные водоемы.

#### 9.2 ПРИЖИЗНЕННЫЕ МЕТОДЫ ОЦЕНКИ - ЭКСПРЕСС-ТЕСТЫ

Указанным требованиям соответствуют следующие экспресс-тесты качества потомства осетровых рыб, полученного на осетровых рыбопроизводных заводах (Galich and Chebanov, 2004, 2009).

### 9.2.1 Видоспецифические особенности реакции предличинок на изменение глубины

Оценка качества предличинок производится с использованием видоспецифической поведенческой реакции осетровых на перепад глубины. Только нормальные жизнеспособные предличинки могут осуществлять «свечки» (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009). Такая поведенческая реакция объясняется естественными условиями реки с различным донным покрытием (галечное или илисто-песчанное). В отличие от галечного, илистое дно менее пригодно для предличинок (хуже кислородный режим, большая вероятность заиливания, наличие мелких хищников). Жизнеспособные предличинки попадая в неблагоприятные условия реки, увеличивают интенсивность «свечек», что способствует их сносу течением на более благоприятные участки реки. Предличинки с различными морфологическими дефектами головного отдела, сердца, желточного мешка и т.д. не способны, после вылупления, совершать периодические вертикальные подъемы и в естественных условиях реки могут попасть в участки с большей глубиной и погибнуть в результате заиливания. О качестве потомства можно судить по интенсивности подъемов «свечек» (Таблица 42). Интенсивность «свечек» у предличинок белуги и русского осетра повышается в период, следующий за вылуплением (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009). Поскольку предличинки севрюги, содержащиеся при более высокой температуре, переходят на жаберное дыхание в первые 24 ч. после вылупления, то максимальная интенсивность всплываний приходится именно на этот период.

**Таблица 42:** Максимальная интенсивность подъёмов «свечек» предличинок осетровых на различных глубинах (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009).

Вид	Возраст, сутки	Глубина, см	
		20	100
Русский осётр	3	1,6	0,7
Севрюга	1	2,1	1,7
Белуга	5	4,1	1,1

После перехода на жаберное дыхание частота «свечек» снижается, и предличинки начинают совершать горизонтальные перемещения, а к моменту перехода на смешанное питание эта частота приближается к нулю. В первые трое суток предличинки русского осетра и севрюги наиболее чувствительны к перепадам глубин. У белуги реакция на перепад глубин слабее из-за менее развитого органа стато-акустики на данной стадии. Сразу после вылупления проводят тестирование с целью оценки процента предличинок, адекватно реагирующих на перепад глубины. Этот тест также можно использовать для оценки качества производителей по качеству потомства и при отборе личинок для формирования или пополнения ремонтно-маточных стад.

## 9.2.2 Плавательная способность личинки и молоди осетровых рыб

Следующим тестом, позволяющим оценить жизнеспособность личинок и молоди осетровых, является тест «реореакция» (Павлов, 1966), или так называемый, «реотаксис» (Lyon, 1905), заключающийся в том, что, находясь в потоке воды, рыбы, как правило, двигаются против течения. Данный тест предполагает определение времени, в течение которого рыба может двигаться в потоке воды с определенной скоростью (Павлов и Сабуренков, 1974). Плавательная способность молоди осетровых определяется в экспериментальных условиях с применением гидрлотка с постоянной глубиной, аналогичного лотку Бэмса (Vams, 1976), начиная со стадии вылупления предличинок (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009). До перехода предличинок на экзогенное питание, скорость течения в лотке поддерживается равной 15,8 см/с, а на более поздних стадиях развития она увеличивается до 20,6 см/с. Следует отметить, что важное значение в поддержании плавучести и сопротивляемости потоку имеет общая сформированность тела и расположение плавников. В первые дни после вылупления, предличинки осетровых еще лишены плавников, их хвостовой отдел слаб, поэтому они способны совершать только вертикальные всплытия «свечки», осуществляя их за счет волнообразных движений всего тела. С переходом на активное питание тело личинок приобретает форму, характерную для взрослых рыб с большим хвостовым удлинением, особым строением рыла (рострума), способствующим поддержанию плавучести и уменьшению сопротивления при движении. Увеличение времени сопротивляемости потоку связано с переходом личинок на внешнее питание.

В период перехода на внешнее питание плавательная способность личинок белуги составляет – 120, осетра – 180, севрюги – 80 сек. (при скорости течения – 15,8 см/сек). Увеличение скорости течения в лотке до 20 см/сек. приводит к снижению плавательной способности (Таблица 43).

**Таблица 43:** Изменение плавательной способности личинок и молоди осетровых в потоке воды скоростью 20 см/сек. (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009).

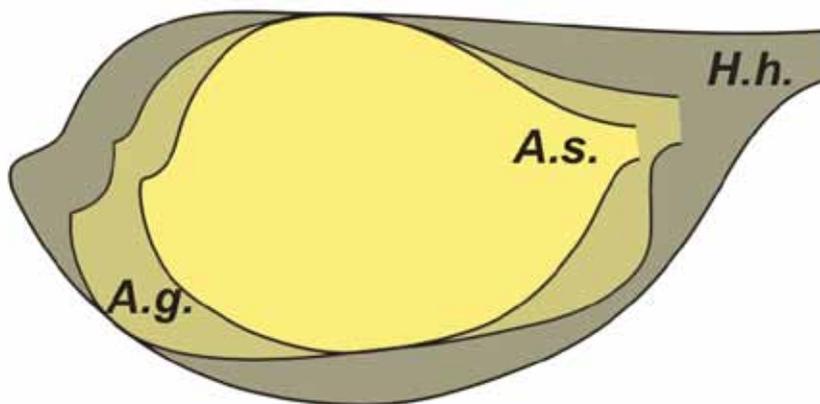
Температура воды, °С	Возраст, сутки	Длина, мм	Масса, мг	Плавательная способность, сек <sup>1</sup>
Русский осётр				
19,5–21,6	8–9	18,4–19,7	34,0–39,8	45,0
22,0–22,4	13–18	23,4–25,0	48,0–79,3	64,0
Севрюга				
22,3–22,4	5–6	16,2–17,0	26,4–26,6	15,0
22,5–22,9	8–15	21,0–23,4	31,0–65,0	48,0
Белуга				
19,2–21,1	10–11	21,5–22,0	69,5–72,4	30,8
22,5–22,9	16–20	28,0–34,0	74,0–89,0	95,0

<sup>1</sup> - время в сек, в течение которого личинки способны сопротивляться потоку.

У личинок сеvрюги старшего возраста плавательная способность выше, чем у личинок русского осетра и белуги. Это связано с особенностями строения тела сеvрюги (максимальная толщина тела на 6,1% меньше, чем у белуги), и её приспособленностью сопротивляться потоку воды (Ходоревская, Рубан и Павлов, 2009). Так, молодь сеvрюги, длиной 22 мм, может сопротивляться потоку в течение 48 сек, длиной 60 и 90 мм – 350 и более 3600 сек соответственно. У заводской и у «дикой» молоди увеличение плавательной способности зависит от длины рыб. Так, молодь сеvрюги заводского происхождения, длиной 45 мм имеет плавательную способность – 467 сек, при длине 77,5 и 128 мм – 1499 и 2536 сек соответственно (при скорости течения в лотке 20 см/сек). У молоди сеvрюги, полученной от естественного нереста (при средней длине тела 62,6 мм), плавательная способность равна 357 сек, при длине 68,8, 107,8 и 115 мм - 367, 651 и 1390 сек соответственно. Плавательная способность молоди стерляди также зависит от ее размеров. Так, при длине 65 мм, она составляет 125 сек., при длине 95 мм – 940 сек и при длине 125 мм – 1280 сек.

### 9.2.3 Оценка размеров и формы желточного мешка предличинок

Следует отметить важность оценки размеров и формы желточного мешка (Рисунок 105) при осуществлении рыбоводно-экологического мониторинга предличинок, выращенных на осетровых заводах.



**Рисунок 105:** Вид желточного мешка у предличинок различных видов осетровых на стадии 36 (сбоку) (изменённый Детлаф, Гинзбург и Шмальгаузен, 1981). **H.h.** – *H. husio*; **A.g.** – *A. gueldenstaedtii*; **A.s.** – *A. stellatus*.

Важным показателем деформации желточного мешка предличинок осетровых является отношение его высоты к длине (составляющее в норме от 0,55 до 0,69). Для деформированного (грушевидного или удлинено-овального) желточного мешка данное отношение уменьшается до 0,29–0,44. (Беяева, 1983). Действительно, в случае небольших размеров желточного мешка (и значительной индивидуальной изменчивости его морфометрических показателей), эндогенные ресурсы не обеспечивают дальнейший рост и нормальное развитие на одном из наиболее важных этапов – переходе к

экзогенному питанию (Галич, 2000). Вместе с тем, излишне большой объем желтка на стадиях дифференцировки отделов пищеварительной системы также негативно влияет на их формирование, приводя к задержке секреторной функции эпителия (Гербильский, 1957; Богданова, 1972).

### **9.3 АНАФАЗНЫЙ МЕТОД УЧЕТА ХРОМОСОМНЫХ АБЕРРАЦИЙ У ПРЕДЛИЧИНОК**

Данный метод позволяет проводить прямой учет частоты хромосомных нарушений в клетках зародышей рыб, которые могут быть вызваны как мутагенами, так и отклонениями условий содержания от оптимальных. Оценка хромосомных aberrаций является приемлемым параметром для мониторинга физиологического состояния самок, качества икры, условий искусственного нереста и оптимальных условий содержания осетровых рыб (Svardson, 1945; Серебрякова, 1985).

При регистрации хромосомных повреждений учитываются одиночные и групповые хромосомные и хроматидные мосты, парные и одиночные фрагменты, отставание хромосом, многополюсные митозы. При этом aberrантные митозы подсчитываются как одиночные повреждения, независимо от числа aberrаций на митоз. После оценки количества нормальных и aberrантных анафаз-телофаз рассчитывается процент aberrантных клеток по формуле:

$$A/B \times 100\%$$

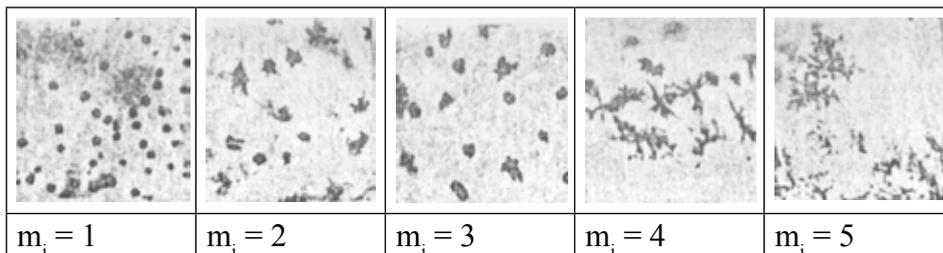
где А – количество клеток с нарушениями; В – общее количество клеток.

Фоновый природный уровень мутирования у предличинок русского осетра на рыбопроизводных заводах Азовского бассейна в последние 20 лет лежал пределах 1,45–5,3% (Кузина, 2005).

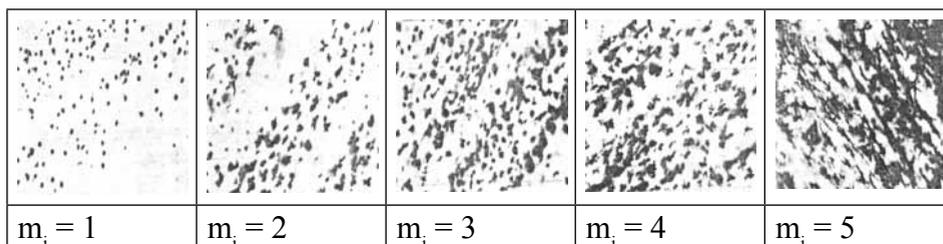
### **9.4 ОЦЕНКА ФИЗИОЛОГИЧЕСКОГО СОСТОЯНИЯ ЛИЧИНОК ОСЕТРОВЫХ ПО «ФОНОВЫМ» РЕАКЦИЯМ ПИГМЕНТНЫХ КЛЕТОК (МЕЛАНОФОРОВ)**

Оценка физиологического состояния личинок осетровых по «фоновым» реакциям меланофоров (пигментных клеток) отражает состояние нейрогормональной системы, определяющей возможности личинок и молоди к образованию покровительственной окраски и выживанию её в естественных водоёмах (Краснодембская, 1994). Для оценки степени агрегации и дисперсии пигмента в меланофорах предложена пятибалльная шкала меланофоровых индексов (m). Максимальное значение, равное 5, соответствует максимальной дисперсии пигмента и потемнению окраски тела, а минимальное, равное 1 – максимальной агрегации пигмента и светлой окраске тела (л).

А.



Б.

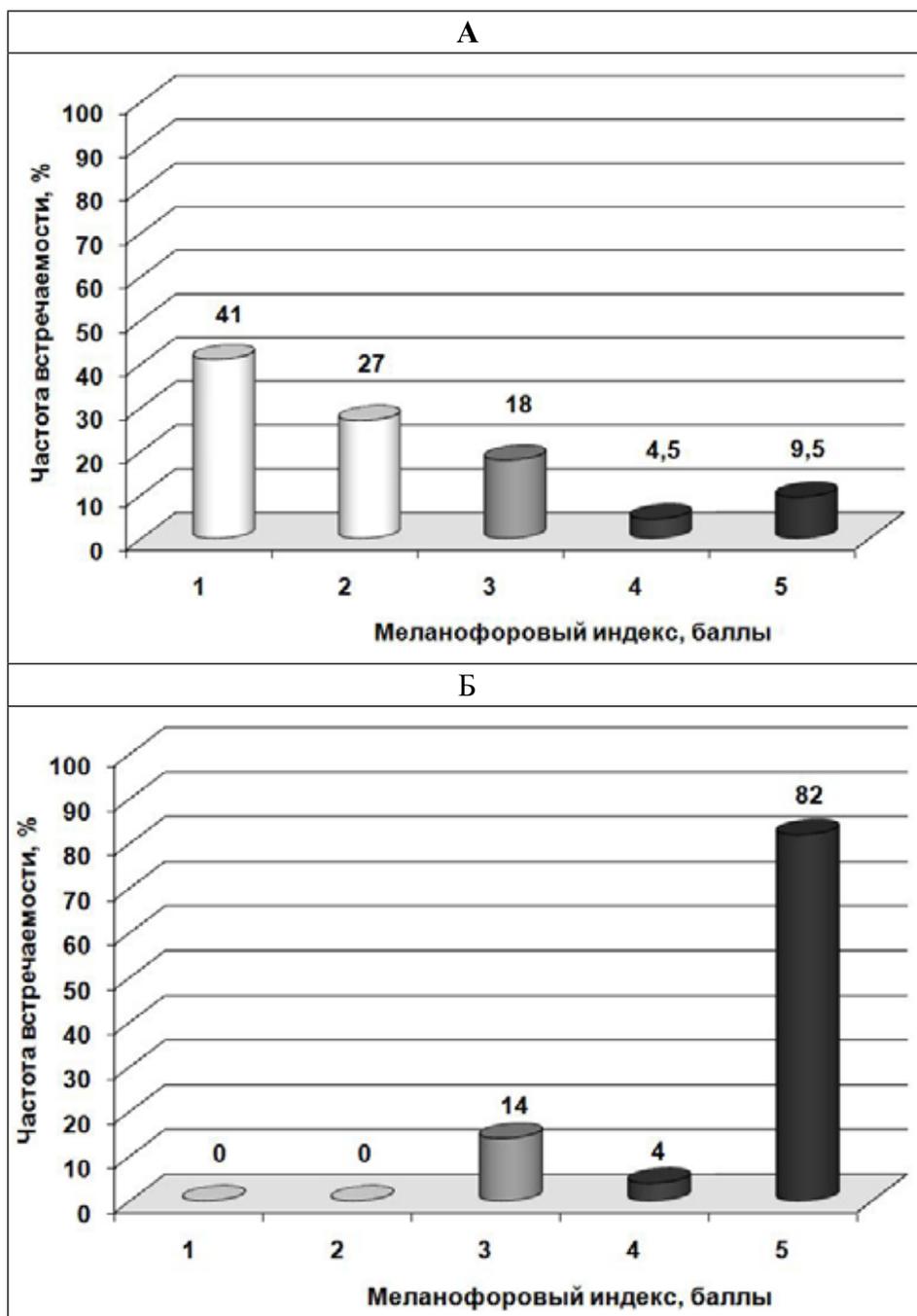


**Рисунок 106:** Пятибалльная шкала для оценки функционального состояния меланофоров по величине меланофорового индекса ( $m_1$ ) у осетровых (Краснодембская, 1994).

**А** - на личиночном этапе развития (меланофоры головы и боковой поверхности тела);

**Б** - молоди осетровых (меланофоры грудных плавников).

Для личинок осетровых оценивается состояние меланофоров головы и боковой поверхности тела; для молоди – меланофоров грудных плавников. Установлено (Галич, 2000а; Galich and Chebanov, 2004), что неадекватная пигментная реакция характерна только для отстающей в развитии молоди (Рисунок 107).



**Рисунок 107:** Экспериментальная оценка пигментных реакций молоди русского осетра: А – светлые емкости; Б – темные емкости.

Своевременная и адекватная адаптивная реакция меланофоров на тёмный и светлый фон свидетельствует о функциональной норме элементов нейро-гормональной системы у осетровых рыб. В отличие от традиционной

методики с фиксацией молоди в этаноле (Краснодемская, 1994), приводящей к её гибели, для удобства обработки результатов тестирования на персональном компьютере и сохранения молоди использованной в экспресс-тесте, авторами рекомендовано применять цифровую фотосъёмку тестируемых личинок и молоди. Применение этого метода позволяет проводить количественную оценку в баллах степени агрегации или дисперсии пигмента у молоди осетровых.

## 9.5 ТЕРАТОЛОГИЧЕСКИЙ АНАЛИЗ ЛИЧИНКИ И МОЛОДИ

Тератологический анализ личинки и молоди различных видов позволяет оценить частоту встречаемости различных морфологических аномалий потомства (Таблица 44), полученного на заводах от диких и домашних производителей (Галич, 2000а; Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

**Таблица 44:** Различные группы аномалий осетровых в раннем онтогенезе(Акимова и др., 2004).

Группа аномалий	Проявление
Аномалии формы тела	Изменение формы головы, искривление тела и хвостового стебля; недоразвитие грудных плавников; дефекты строения плавниковой каймы; неправильная форма желточного мешка и т.д.
Аномалии строения наружных органов	Увеличение железы вылупления; отсутствие глаз (одного или обоих) и изменение их размеров; катаракта; недоразвитие жаберных крышек; дефекты развития усиков; аномалии в строении органов обоняния (несращение перемычки обонятельных органов, недоразвитые обонятельные ямки и т.д.); истончение и разрывы брюшной стенки и т.д.
Аномалии строения внутренних органов	Отсутствие четвёртого желудочка продолговатого мозга (либо малые его размеры); аномалии в строении сердца (недоразвитие сердечной трубки, изгиб сердечной трубки в левую сторону); аномалии пищеварительной системы (наличие первичной перегородки между глоткой и пищеводом, недоразвитие печени, пилорических придатков, дефекты промежуточной и спиральной кишок и т.д.)
Аномалии строения тканей	Отслоение, истончение и разрывы покровного эпителия; эпителиальные наросты на туловище, хвосте, плавниках; опухолевидные образования на теле и хвосте, плавниках, тканях, желточном мешке; нарушение пигментации кожи; наличие полостей в поперечнополосатой мышечной ткани.
Функциональные аномалии	Кровоизлияния в различных органах и тканях: (в сердце, мозге, печени, плавниковой кайме и т.д.); нарушение водно-солевого обмена: (гидроцефалия головного мозга, водянка перикарда, желточного мешка, плавниковой каймы, брюшной полости); нарушение липидного обмена (наличие жировых капель в ротовой полости, в перикарде под эпителием брюшка, в средней кишке и т.д.).
Механические аномалии	Переломы тела и хвостового стебля; разрывы наружных покровов; отсутствие части хвоста и плавников вследствие механического воздействия и каннибализма.

Поскольку более детальное описание морфологических аномалий осетровых рыб на различных этапах раннего онтогенеза не входило в задачи настоящего руководства, читателям следует обратиться к специальным изданиям, например, к атласу (Акимова и др., 2004). Многие из перечисленных выше аномалий снижают жизнестойкость молоди, а некоторые приводят к гибели (Горюнова, Шагаева и Никольская, 2000). Однако некоторые аномалии не оказывают существенного влияния на жизнеспособность личинок и молоди (например, несращение перемычек обонятельных органов, отсутствие одного или обоих глаз, незначительные дефекты в структуре мышечной ткани, укорочение плавников) и встречаются у взрослых рыб в аквакультуре.

## 9.6 ФИЗИОЛОГО-БИОХИМИЧЕСКАЯ ОЦЕНКА СОСТОЯНИЯ СТАНДАРТНОЙ МОЛОДИ ОСЕТРОВЫХ, ВЫРАЩЕННОЙ НА ЗАВОДАХ

В практике контроля рыбоводного качества «стандартной» молоди, (в соответствии с российскими государственными рыбоводными возрастнo-весовыми нормами для осетровых), выращенной на отдельных осетровых заводах бассейна Азовского моря было предложено использовать также комплекс физиологических показателей (Таблица 45), определяемых стандартными биохимическими и гематологическими методами.

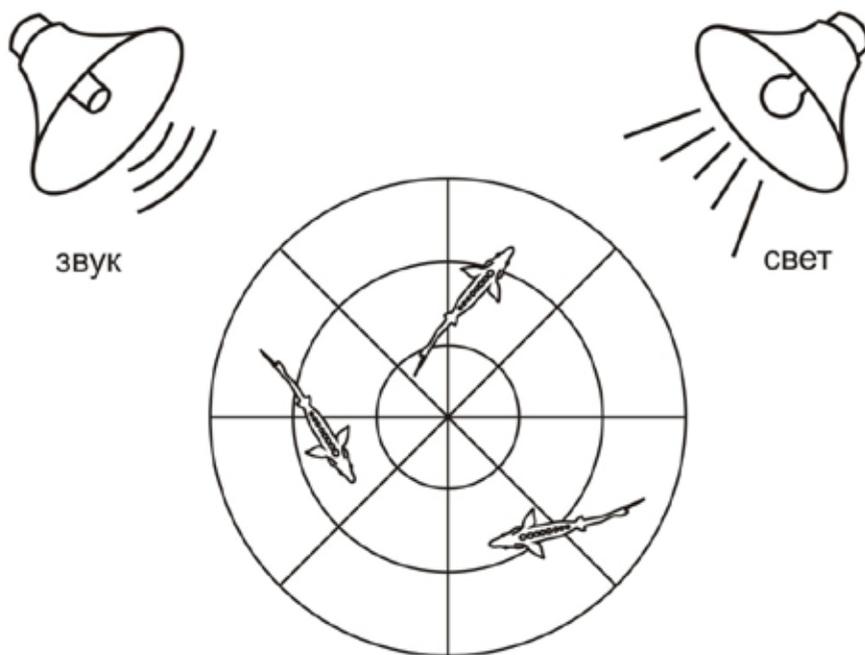
**Таблица 45:** Физиологические показатели жизнеспособной «стандартной» искусственно выращенной молоди осетровых (Баденко и др., 1984).

Индекс	Русский осетр	Белуга	Севрюга
Возраст, сутки	40–50	40–50	40–50
Длина, см	7–10	7–11	7,5–11
Вес, г	2,2–3,9	1,6–5,2	1,5–2,5
Гемоглобин, г%	4–5	3,0–4,5	4–5,2
Эритропоз, %	20–50	40–45	35–40
Содержание белка:			
в крови, г%	1,8–2,7	0,7–2,0	0,7–1,8
в мышцах, мг/г	75–150	85–125	140–180
Содержание в мышцах, %:			
влаги	77–88	85–87	80–86
Жира	4,0–7,5	3,0–6,5	4,0–7,5
Лейкоцитарная форма, %:			
Лимфоциты	72–77	40–50	58–65
Моноциты	0,1–1,0	1,0–1,5	0–1
полиморфноядерные	14–25	29–43	30–32
эозинофилы	2–9	10–30	5–9
Число клеток белой крови в поле зрения	1,0–1,5	1,0–1,5	1–3

Несмотря на информативную ценность, традиционные физиолого-биохимические показатели, представленные в таблице 45, к сожалению, не могут широко использоваться в программах мониторинга качества молоди для оптимизации управления искусственным воспроизводством. Это ограничение вызвано тем, что используемые методы биохимического и гематологического анализа не являются экспресс-методами и не соответствуют изложенным выше основным требованиям прижизненной полифункциональной оценки фитнес-показателей молоди осетровых, например, исключения её травматизма и гибели.

### 9.7 ОЦЕНКА АДАПТАЦИОННЫХ КАЧЕСТВ МОЛОДИ ПО РЕАКЦИЯМ ЦЕНТРАЛЬНОЙ НЕРВНОЙ СИСТЕМЫ

Тест «открытое поле» (Рисунок 108), разработанный для оценки адаптационных качеств молоди по реакциям центральной нервной системы (ЦНС), позволяет оценить уровень двигательной активности молоди, её реактивность на внешние стимулы (зрительные, тактильные, гидродинамические), её пригодность для выживания в естественной среде (Тихомиров и Хабумугиша, 1997). При проведении опыта определяют остроту реакции молоди из тестируемой выборки на различные раздражители (свет и звук разной частоты). Для этого молодь помещают в круглый аквариум (диаметром 1 м), дно которого разделено на восемь секторов, и регистрируют количество пересечений рыбой линий дна за определенный период времени. Хронологическая схема проведения опытов приведена в Таблице 46.



**Рисунок 108:** Тест «открытое поле».

**Таблица 46:** Хронологическая схема проведения теста «открытое поле».

Время, мин	Раздражающие элементы (стрессоры)
1–3	Адаптация рыбы в новых условиях (экспериментальные емкости)
3–5	Постадаптационный период
Воздействие звуком низкой частоты	
5–7	Наблюдение за реакцией на звук
Воздействие звуком высокой частоты	
7–9	Наблюдение за реакцией на звук
Воздействие постоянным светом	
9–11	Наблюдение за реакцией на свет
Воздействие кратковременными вспышками света	
11–13	Наблюдение за реакцией на свет

Адаптация рыбы к новым условиям занимает около 3 мин, в течение которых определяют ориентировочную двигательную активность (ОА, ед/мин) путем подсчета среднего количества пересеченных рыбой линий. После того как двигательная активность рыб становится относительно постоянной, рассчитывают усредненное количество пересечений линий дна и принимают это значение за фоновую активность (ФА, ед/мин). После воздействия раздражающим элементом определяют реактивность (РА, ед/мин) – среднее количество пересечений за следующие 30 сек. При этом у молоди может наблюдаться как положительная, так и отрицательная реакция на внешние раздражители. На основе полученных абсолютных характеристик рассчитываются относительные показатели (ОА и РА), позволяющие оценить степень двигательной активности молоди осетровых под действием сильных сенсорных стимулов:

$$ПА\% = ОА/ФА \times 100\%$$

$$ПР\% = РА/ФА \times 100\%,$$

где ПА% – показатель активации; ОА (ед/мин) – ориентировочная двигательная активность; ФА (ед/мин) – фоновая двигательная активность; ПР – показатель реактивности; РА (ед/мин) – реактивность.

В качестве примера в Таблице 47 приведены данные сравнительного анализа показателей двигательной активности в тесте «открытое поле» молоди севрюги, полученной от одомашненной формы и диких производителей, заготовленных в Азовском море (Чебанов, Галич и Меркулов, 2008).

**Таблица 47:** Показатели двигательной активности молоди севрюги различных групп.

Группа	ОА	ФА	ПА	Пр <sub>1</sub>	Пр <sub>2</sub>	Пр <sub>3</sub>	Пр <sub>4</sub>
Дикая	34,5	13,2	261,3	110,2	132,9	99,5	89,7
Одомашненная	39,7	19,7	201,5	88,9	71,3	57,5	42,9

Прмечание: ОА – Ориентировочная двигательная активность; ФА – Фоновая двигательная активность; ПА – Показатель активации; Пр<sub>1</sub> – Показатель реактивности в первые 30 сек после воздействия низкочастотным звуком; Пр<sub>2</sub> – Показатель реактивности в первые 30 сек после воздействия высокочастотным звуком; Пр<sub>3</sub> – Показатель реактивности в первые 30 сек после воздействия постоянным светом; Пр<sub>4</sub> – Показатель реактивности в первые 30 сек после воздействия кратковременными вспышками света.

Оценку пригодности заводской молоди осетровых к выживанию в естественных водоёмах путём использования теста «открытое поле» и определение плавательной способности посредством её сортировки в гидродинамических лотках с регулируемой скоростью течения в условиях осетровых заводов более эффективно осуществлять в специализированной установке «Ихтиотест» (Никаноров и Витвицкая, 1993; Тихомиров и Хабумугиша, 1997).

## 9.8 НЕЙРО-ФАРМАКОЛОГИЧЕСКОЕ ТЕСТИРОВАНИЕ

Нейрофармакологическое тестирование молоди, основанное на оценке устойчивости молоди к стрессирующим абиотическим воздействиям, так же является способом прижизненной экспресс-оценки (менее 30 мин) жизнестойкости рыб (Никоноров и Витвицкая, 1993). Значительным преимуществом метода является техническая простота применения, позволяющая осуществить нейрофармакологическую оценку в производственных масштабах при выпуске молоди в естественные водоёмы или отборе рыб в ремонтную часть стада. Более устойчивая к нейротропным препаратам молодь отличается повышенной жизнестойкостью и устойчивостью к экстремальным значениям температуры и солёности, дефициту кислорода, сенсорным воздействиям и обладает более рациональным уровнем обмена веществ. Методика основана на определении продолжительности действия раствора анестетика, вызывающего устойчивую наркотизацию рыб, выражающуюся в утрате равновесия и прекращении движений хвостового стебля.

Анализ внешней картины влияния наркоза на поведение молоди позволяет выделить три основные стадии:

- повышение двигательной активности с последующим нарушением координации движения;
- подавление фоновой активности рыб, потеря рефлекса равновесия;
- выключение внешнего дыхания и обездвиживание рыб.

Восстановление жизнедеятельности наркотизированных рыб, при помещении их в чистую воду, происходит в обратной последовательности. Следует отметить, что существуют видовые различия реакции молоди осетровых рыб с разной массой на воздействие нейрофармакологического препарата (Таблица 48) (Галич, 2000b).

**Таблица 48:** Динамика обездвиживания при наркотизации MS-222 с концентрацией 50 мг/л и возвращения двигательной активности молоди осетровых рыб (% от общего числа).

Виды рыб	Время наркотизации, мин						Время реанимации в чистой воде, мин					
	5	10	15	20	25	30	1	2	3	4	5	6
Севрюга (крупная)	10	60	80	80	–	–	40	60	70	100	–	–
Севрюга (мелкая)	20	20	20	80	80	80	40	50	100	–	–	–
Осетр персидский	–	30	30	60	70	70	30	40	40	40	80	80
Осетр русский	–	30	40	40	70	70	30	40	40	50	80	100

Для экспресс-анализа могут быть также использованы и другие нейрофармакологические препараты: хинальдин (2-метилхинолин), гвоздичное масло, гидрохлорид хинолина и др. (Никоноров и Витвицкая, 1993).

Нейрофармакологическое тестирование молоди по реакции на воздействие нейротропных веществ проводится при различных концентрациях (50 и 75 мг/л) анестетика MS-222 (трикаинметансульфоната). Время экспозиции зависит от концентрации MS-222. При проведении процедуры проводится мониторинг двигательной активности, числа наркотизированных особей и скорости их восстановления в чистой воде (Галич, 2000б; Galich and Chebanov, 2009).

Чувствительность молоди различных видов осетровых рыб к абиотическим стрессорам (высокой температуре воды (32°C), солёности (12‰), дефициту кислорода) достаточно тесно коррелирует с их чувствительностью к анестетикам (Лукьяненко, Касимов и Кокоза, 1984). Это позволяет использовать время наркотизации отдельных особей в качестве интегрального показателя жизнеспособности рыб. Вместе с тем, данный метод является прижизненным в отличие от летального метода функциональных нагрузок.

## **9.9 ФЛУКТУИРУЮЩАЯ АСИММЕТРИЯ КАК СТАТИСТИЧЕСКИЙ ПОКАЗАТЕЛЬ ИЗМЕНЧИВОСТИ МОЛОДИ И ВОЗДЕЙСТВИЯ ЭКОЛОГИЧЕСКИХ СТРЕССОРОВ**

Флуктуирующая асимметрия (ФА) (случайные отклонения от идеальной билатеральной симметрии) стала популярным методом оценки нестабильности развития, которая связана с неспособностью организма продуцировать нормальный фенотип в связи с генетическими и экологическими нарушениями в период онтогенеза (Palmer and Strobeck, 2003; Lemberget and McCormic, 2009).

Оценка стабильности развития молоди осетровых рыб по параметрам ФА является одним из элементов программы мониторинга молоди на осетровых заводах. Оценка данного параметра – эффективный нетравматичный способ через проявление внутрииндивидуальной изменчивости выявить возможное снижение гетерозиготности формируемой популяции, а также наличие экологических факторов стресса (Valentine, Soule and Samollow, 1973; Whitlock, 1998; Leung, Forbes and Houle, 2000; Lajus, Graham and Kozhara, 2003). Ввиду стохастической природы данного явления, его анализ возможен только на индивидуальном уровне – уровне групп особей.

ФА часто используется для оценки качества рыб, а также их фитнес- (адаптивных) характеристик (Clarke, 1995), однако корреляция между ФА и фитнес-характеристиками представляется более сложной (Lens *et al.*, 2002).

Для оценки ФА осетровых, как правило, используют следующие билатеральные меристические признаки: число боковых жучек справа и слева, число тычинок на первой жаберной дуге, число лучей в грудных плавниках справа и слева и число лучей в брюшных плавниках справа и слева.

Формула для расчета флуктуирующей асимметрии ( $M_d$ ):

$$M_d = \frac{\sum d_{l-r}}{n}$$

Где,  $d$  – разности между значениями признака на левой  $l$  и правой  $r$  сторонах тела у отдельной особи,  $n$  – число особей в выборке.

В качестве показателя ФА используется дисперсия ФА ( $\sigma^2$ ), которая определяется по формуле:

$$\sigma^2 = \frac{\sum (d_{l-r} - M_d)^2}{n - 1}$$

Достоверность различий дисперсий ФА определяется по величине  $F$  – критерия Фишера, а средних значений признаков – по величине  $t_{st}$  критерия Стьюдента (Плохинский, 1970).

Использование в исследованиях ФА только одного признака не позволяет делать надежные выводы, поэтому предпочтительно использование нескольких признаков. При этом, каждый дополнительный признак добавляет одну степень свободы к оценке уровня нестабильности развития (Palmer and Strobeck, 2003).

Для анализа ФА нескольких признаков, особенно для разноразмерных признаков, необходимо осуществлять нормирование.

Обычно нормирование производится следующим образом (Захаров и Кларк, 1993):

$$FA_{ij} = \frac{|L_{ij} - R_{ij}|}{(L_{ij} + R_{ij})}$$

Другой метод нормирования был предложен Леунгом, Форбсом и Хоули (Leung, Forbes and Houle, 2000):

$$FA_{ij} = \frac{|L_{ij} - R_{ij}|}{avg|L_{ij} - R_{ij}|}$$

где *avg*  $|L_{ij}-R_{ij}|$  означает усреднение по всем выборкам, рассматриваемым в исследовании. В результате применения такой нормировки значения асимметрии оказываются распределены вокруг единицы.

Полученные оценки дисперсии  $\sigma^2$  для каждой партии заводской молоди различных видов следует использовать для сравнения со значениями  $\sigma^2$  диких особей, в некоторых случаях полученными в предшествующие периоды исследований. Например, подобные оценки  $\sigma^2$  ФА азовских осетровых имеются в работе Дехта (1996), Дехта и Цветненко(1996).

Обычно показатель ФА для заводской молоди различных видов рыб выше, чем для образцов диких рыб (Романов, 2001; Eriksen *et al.*, 2008; Lajus *et al.*, 2009). Среди основных причин, приводящих к повышению уровня ФА заводской молоди, обычно отмечают высокие плотности посадки, низкое качество воды и генетические изменения, вызванные направленным отбором. Адаптация к условиям осетрового завода, даже когда множество других факторов, таких как качество воды, плотность посадки, гетерозиготность и температура, находятся под контролем, также может приводить к повышению асимметрии (Vøllestad and Hindar, 1997). Естественный отбор против асимметричных особей в природных условиях, и, вследствие этого, снижение уровня ФА в природных популяциях, также считается важным фактором, определяющим значения этого показателя (Кзаков и Титов, 1998).



## Глава 10

### Выпуск молоди в естественные водоемы

#### 10.1 ВВЕДЕНИЕ

Длительный период нереста, сезонные формы (экоотипы) нерестовых мигрантов, продолжительный скат молоди в море являются важными экологическими особенностями осетровых рыб. В естественных речных условиях (до зарегулирования рек) разновозрастная и разноразмерная молодь различных сезонных форм (озимых, яровых, летне-нерестящихся) скатывалась в приустьевую часть рек и в море в различные сезоны, что снижало пищевую конкуренцию и оптимизировало использование кормовых ресурсов.

Исследования сезонной динамики кормовых организмов в реке, эстуарии и устьевой области, а также наблюдения за выживаемостью и ростом молоди различных видов осетровых позволили предложить новую стратегию выпуска осетровых. Новый подход включает оптимизацию этого процесса на основе экологических особенностей видов, управлении сезонностью воспроизводства, выпуска разноразмерной и разновозрастной молоди в зависимости от сезона выпуска и водности года (Chebanov, 1996c; Chebanov and Savelyeva, 1999; Chebanov *et al.*, 2002). Поэтому растянутый во времени выпуск разноразмерной и разновозрастной молоди будет способствовать не только повышению выживаемости выпускаемой молоди, но и сохранению биоразнообразия формируемых популяций и рациональному использованию кормовых организмов в реках, их устьях, и в прибрежной зоне моря (Chebanov, 1998; Chebanov and Billard, 2001). Выпуск рыбоводной продукции производится при положительном заключении об её иктиопатологическом состоянии (FAO, 2007).

#### 10.2 МЕТОДЫ УЧЕТА ВЫПУСКАЕМОЙ РЫБОВОДНОЙ ПРОДУКЦИИ

Определение количества молоди, выпускаемой осетровыми заводами, производится сплошным (весовым, объемным, поштучным) и бонитировочным методами. Конкретный метод учета молоди выбирают в соответствии с особенностями осетрового завода.

##### 10.2.1 Сплошной учет

Вся выпускаемая молодь измеряется объемно, взвешивается или просчитывается поштучно. Учет молоди производится с помощью мерной емкости (не менее 0,5 литра). Каждая десятая по счету объемная мерка просчитывается, определяется средняя арифметическая величина количества молоди в мерке, по среднеарифметической производится подсчет общего количества выпущенной молоди.

##### 10.2.2 Бонитировочный учет

Учет производится перед выпуском молоди. В выростном пруду устанавливаются зоны учета. Пробы отбираются с помощью орудий лова (бим-трал или мальковый невод с размахом «крыльев» 20–25 м), для которых

обычно определяют коэффициент уловистости (как правило, коэффициент принимают равным 0,5). Сбор проб производят одновременно или в течение нескольких очень коротких периодов. На основе анализа отобранных проб, с учетом коэффициента уловистости орудий лова, рассчитывают общее количество молоди в водоеме (N):

$$N = \frac{nS}{ks}$$

где  $n$  – количество молоди в улове, шт.;  $S$  – площадь водоема,  $m^2$ ;  $s$  – площадь обловленного участка,  $m^2$ ;  $k$  – коэффициент уловистости орудия лова (Кушнаренко, 1971).

Обычно коэффициент уловистости малькового трала принимают равным 0,5. Кроме того, существует прямая зависимость между массой молоди и коэффициентом уловистости, который значительно увеличивается при достижении рыбой массы 0,4 г. Для более крупной молоди (весом более 10–12 г), коэффициент уловистости считают равным 0,8 (Кушнаренко, 1971).

При проведении бонитировочного учета в водоемах с молодькой белуги укрупненной массы (5–7 г) коэффициент уловистости малькового трала принимают равным 0,25–0,3. При этом он зависит от плотности посадки и возрастает до 0,58 при ее увеличении до 1500 шт./ $m^2$  (Крупный, Григорьев и Отпущенникова, 2005).

### 10.3 ВЫПУСК МОЛОДИ ИЗ ПРУДОВ

Сброс воды из прудов осуществляется через специальные рыбоуловители, из которых, по мере накопления, молодь переносят в садки или непосредственно в живорыбный транспорт. Следует отметить, что выдерживание молоди в садках (или огороженной аэрируемой части прудов) перед выпуском в естественные водоемы в течение 1–1,5 суток благоприятно влияет на ее адаптивные способности, поскольку скорость плавания молоди, голодавшей в течение 1–2 суток значительно выше, чем сытой, что может способствовать поиску кормовых площадей и повышению её выживаемости, после выпуска в естественные водоемы.

### 10.4 ВЫБОР ОПТИМАЛЬНЫХ МЕСТ ВЫПУСКА МОЛОДИ

Выпуск молоди осуществляется в заранее выбранные места, соответствующие биологическим потребностям выпускаемого вида осетровых (Рисунок 109). Основными критериями при выборе мест выпуска осетровых являются: обеспеченность пищей в соответствии с количеством выпускаемой молоди и ее доступность; состояние дна (плотные, песчаные, слабозаиленные грунты) во избежание скопления молоди на ограниченных участках.



**Рисунок 109:** Выпуск молоди осетровых в прибрежную часть моря.

Выпуск молоди в реки или приустьевые участки моря должен быть рассредоточен по площади и во времени, с учетом размеров основных кормовых организмов, отсутствия большого числа хищников, вредителей молоди и подводной растительности. Перед выпуском молоди необходимо оценить соответствие ключевых гидрохимических показателей (температурный режим, pH, содержание кислорода и токсических веществ) видовым требованиям. В местах выпуска молоди должна отсутствовать термическая и солевая стратификация, снижающая скорость расселения, что может привести к локализации площади нагула и повышению пресса хищников, отрицательно сказаться на физиологическом состоянии молоди и, соответственно, на уровне её выживаемости (Левин, 1989).

#### **10.4.1 Солеустойчивость молоди различных видов осетровых как критерий оптимизации выпуска**

Солеустойчивость молоди осетровых играет важную роль при выпуске в естественные водоёмы. Поэтому анализ солерезистентности различных размерно-возрастных групп рыб позволяет оптимизировать места, сроки выпуска и видоспецифичные схемы адаптации молоди, выращенной на осетровых заводах, к различной солёности.

В естественных условиях скатывающаяся молодь осетровых по мере роста осваивает все более соленые участки моря. Молодь осетровых старшего возраста обладает более сформированными механизмами осмотического и ионного гомеостаза. Важным условием является то, что эмбриональное развитие (например, *A. gueldenstaedtii*, *H. huso* и *A. stellatus*) должно проходить в пресной воде (максимальная допустимая солёность 2–3‰). Наиболее чувствительной к колебаниям солёности воды является развивающаяся икра шипа, высокий уровень смертности эмбрионов (до 30%) наблюдается уже

при солёности воды 2‰ (Касимов, 1987). Степень морфо-функциональной сформированности, определяющая уровень осмотической регуляции у молоди осетровых, сопряжена в большей мере с размером и массой молоди. При большем размере рыб изменяются соотношения между поверхностью тела, его массой и объемом, а также между размером кровеносной системы и количеством крови, жаберным эпителием и количеством хлоридсекретирующих клеток. Крупная молодь русского осетра в возрасте 45 суток (длина – 10,2 см, масса – 3,8 г) способна, не погибая адаптироваться к воде солёностью 12,0‰. Мелкая молодь такого же возраста (длина – 5,3 см, масса – 1,0 г) частично гибнет. У крупной молоди снижение осмолярности крови в воде с солёностью 12,0‰ происходит быстрее, чем у мелкой, что свидетельствует о том, что осморегуляторная функция этой молоди более сформирована.

Установлено, что севрюга и русский осетр, достигнув 2–4 г, способны выдерживать резкий перевод в воду, солёностью до 12‰. Предварительная их адаптация, обеспечивает выживаемость в воде солёностью до 16‰ (Краюшкина, 1983). Белуга менее устойчива и способна переносить солёность 12,0‰, только по достижении массы 6,0 г. Сформированная осморегуляторная система молоди осетровых проходных видов характеризуется способностью быстро переходить от гипотонического типа осморегуляции к гипертоническому, в результате чего осмолярность сыворотки крови в воде с различной солёностью снижается до исходного уровня (Krayushkina, 2006).

В процессе адаптации осетровых к солёной воде происходит активация экскреторной функции хлорных клеток жабр, обеспечивающих удаление из организма избытка одновалентных ионов. В ходе адаптации к воде различной солёности усиливается функциональная активность эндокринных желез (интерреналовой и щитовидной) (Дюбин и Киселева, 1983). Оптимальный режим адаптации молоди к повышенной солёности, разработанный Кокзой (2004), представлен в Таблице 49.

**Таблица 49:** Основные этапы выращивания молоди осетровых рыб в режиме нарастающей солёности (после перехода на активное питание) (Кокоза, 2004).

Белуга			Русский осетр			Севрюга		
солёность, ‰	масса, г	сутки	солёность, ‰	масса, г	сутки	солёность, ‰	масса, г	сутки
1,6-1,8	0,8	10	0,5-0,8	0,08-0,1	5	0,8	0,06-0,08	5
2,0	1,0	13	1,0	0,5-0,7	10	1,0	0,4-0,5	15
3,0	1,9-2,0	20	2,0	1,2	22	1,8-2,0	0,8-1,0	20
5,8	2,9-3,0	25	2,2	1,5	25	2,0	1,2	25
8,5-9,0	4,6-5,0	30	4,0	2,0-2,5	30	3,0	1,5	30
12,2-13,0	6,5	35	5,8-6,0	3,5-3,8	35	4,0	2,0	35
			8,0	5,0	40	6,0	3,0	40
			10,0	6,0	43	9,8-10,0	5,0	45
			12,0	7,0	46	12	6,0	50

Важное значение при переводе молоди из пресной воды в морскую играет температура воды. Снижение температуры с оптимальной 20–23°C до 3–5°C приводит к снижению ионорегуляции у рыб. Важным фактором, способствующим успешной адаптации молоди к гипергалинной среде является также количество получаемого корма. При недостатке корма у молоди значительно снижается способность поддерживать постоянство ионного состава, что приводит к снижению адаптивных возможностей молоди осетровых. Рассмотренные видовые и размерно-возрастные различия солеустойчивости и режимы солевой адаптации следует учитывать при определении оптимальных мест выпуска «заводской» молоди в естественные водоёмы.

### 10.5 ПЕРЕВОЗКА МОЛОДИ К МЕСТАМ ВЫПУСКА

Для вывоза молоди к местам выпуска используют специализированные транспортные средства (Рисунок 110), которые должны обеспечивать сохранность молоди. Плотность посадки зависит от вида используемого транспортного средства, размера молоди и условий транспортировки (продолжительности, температуры и т.д.).



**Рисунок 110:** Специализированная живорыбная машина с контейнерами, обеспечивающими оптимальные условия транспортировки.

График сброса воды из прудов, выпуска и перевозки молоди составляют с учетом того, чтобы выпуск рыб приходился преимущественно на темное время суток. При погрузке в транспортные средства молодь должна постоянно находиться в воде. Следует избегать проведения погрузочных работ в часы пика суточных температур. Длительную транспортировку молоди к местам выпуска (например, приустьевые участки рек или взморье) можно осуществлять специальными судами (Рисунок 111), оборудованными

системами контроля за температурно-кислородным режимом (Рисунок 112). Так, например, транспортировку молоди с Абалакского рыбоводного завода до устья р. Обь осуществляли в течение девяти суток на расстояние 1700 км живорыбным судном, в контейнерах при плотностях посадки 30 кг/м<sup>3</sup> (Чепуркина и др., 2008).



**Рисунок 111:** Доставка молоди осетровых живорыбным судном к местам её выпуска (Чепуркина и др., 2008).



**Рисунок 112:** Система контроля за температурно-кислородным режимом технологической воды в контейнерах для перевозки молоди (Чепуркина и др., 2008).

Для снижения внутривидовой пищевой конкуренции и вероятности выедания хищниками при выпуске из живорыбных судов молодь необходимо рассеивать (выпускать) небольшими партиями по стрежню, на участках со скоростью течения воды меньшей, чем крейсерская скорость плавания молоди соответствующего размера, не допуская массового и длительного выпуска в одном месте.

## Глава 11

### Формирование ремонтно-маточных стад

#### 11.1 ВВЕДЕНИЕ

Формирование маточных стад может осуществляться различными способами, с использованием как методов одомашнивания диких производителей или незрелых особей, так и выращиванием от икры, сеголетков или двухлетков. Использование рыб старших возрастных групп для формирования реонноматочных стад не рекомендуется, однако таких рыб можно включать в уже сформированное стадо при его пополнении, с учётом генетических характеристик этих рыб.

#### 11.2 ГЕНЕТИЧЕСКИЕ КРИТЕРИИ ФОРМИРОВАНИЯ РЕМОНТНО-МАТОЧНЫХ СТАД

В формируемых для целей воспроизводства маточных стадах должно быть обеспечено репрезентативное сохранение генофонда видов и внутривидовых групп осетровых (пространственных, временных, экологических). Генотипы рыб, включаемых в маточное стадо, должны точно отражать генетическую структуру природной популяции. Для генетического мониторинга маточного стада необходим набор генетических маркеров. При закладке маточного стада желательно обеспечить как минимум трехкратный отбор каждой внутривидовой группы из естественных водоемов. Эффективная численность каждой популяционной группы должна составлять не менее, чем по 250 разновозрастных самцов и самок, что обеспечивает минимизацию генетического дрейфа от производителей к потомству для более, чем 50 последовательны генераций (FAO, 2008b).

Для снижения эффекта доместикиации (адаптации к искусственным условиям содержания) следует избегать всех видов отбора, обеспечивая минимально возможную плотность посадки рыб на всех этапах выращивания. При пополнении маточного стада желательно использовать равное число самок и самцов (Приложение IV) и отбирать от каждой из самок равное количество икры. Для снижения уровня инбредной депрессии искусственно-воспроизводимых популяций, неизбежного при использовании в воспроизводстве одомашненных маточных стад необходимо использовать комплекс мер:

- подбор родительских пар осуществлять только на основании данных молекулярно-генетического анализа, обеспечивая сохранение редких генотипов;
- производить подбор разновозрастных самок и самцов;
- использовать самок и самцов, заготовленных в разных участках и в разные сроки нерестового хода. При использовании домашних самок, их рационально скрещивать с дикими самцами, а в случае острой нехватки самцов – наоборот. При этом используют схему ротационного скрещивания, включая в маточное стадо 5–10% диких рыб (Bartley, Galland, Bentley, 1985);

- при малом количестве самок, уровень гетерогенности потомства может быть существенно увеличен факториальным скрещиванием. При этом икру одной самки разделяют на равные части и осеменяют спермой двух – четырёх самцов, а так же сперму одного самца используют для осеменения икру от двух-трех самок (Gjerdrem, 2005) (Таблица 50).

**Таблица 50:** Факториальное скрещивание осетровых (× – скрещивание).

Количество самцов	Количество самок				
	1	2	3	4	5
1	×	×			
2	×	×			
3			×	×	×
4			×	×	×
5			×	×	×

Диких производителей после генетического тестирования и отбора половых продуктов следует выпускать в природную среду, за исключением рыб с редкими или не представленными в маточном стаде генотипами. Скрещивание производителей для сохранения редких генотипов следует проводить строго индивидуально с последующим отдельным выращиванием потомства.

Методика индивидуального подбора пар для скрещивания с учетом максимальной гетерозиготности будущего потомства описана для американского веслоноса Качмарчиком, Люшински и Колманом (Kaczmarczyk, Luczynski and Kolman, 2008). Например, при формировании маточных стад русского осетра Азово-Черноморского бассейна необходимо выявить и отбраковать особей, с так называемым «сибирским» митотипом, (характерным для каспийской популяции русского осетра), что позволит создать генетически чистое стадо русского осетра. Методика выявления «baerii-like» гаплотипа основана на анализе мт-ДНК (Mugue *et al.*, 2008).

### 11.3 РЫБОВОДНО-БИОЛОГИЧЕСКИЕ КРИТЕРИИ ФОРМИРОВАНИЯ МАТОЧНЫХ СТАД

Оптимальная возрастная структура и численность ремонтно-маточного стада определяется на основе:

- репродуктивных видовых особенностей осетровых рыб, из которых формируется маточное стадо, и числа внутривидовых групп;
- возраста наступления половой зрелости и продолжительности межнерестовых интервалов;
- фактических производственных мощностей воспроизводственного предприятия (на первом этапе формирования маточного стада).

В ремонтно-маточном стаде должны содержаться, быть помечены метками соответствующей серии и зарегистрированы в племенном журнале все возрастные группы рыб. Критерии отбора рыб в маточное стадо:

- Внутри генетически однородных групп, предпочтение следует отдавать особям с хорошими экстерьерными показателями, отсутствием аномалий и высоким качеством половых продуктов (однородно пигментированная икра правильной формы, с массой и размером, соответствующими средневидовым показателям, своевременно (5–15 мин) приклеивающаяся к субстрату при попадании в воду, подвижность сперматозоидов – не менее 200 секунд, концентрация сперматозоидов не менее 1,2–2,5 млрд./мм<sup>3</sup>).
- В группе мальков достигших массы 2–5 г, отбраковывают особей с различными аномалиями и истощенных. Отбор молоди целесообразно проводить, используя методы полифункционального экспресс-тестирования. Дальнейший отбор рыб осуществляют из всех размерных групп равными долями.

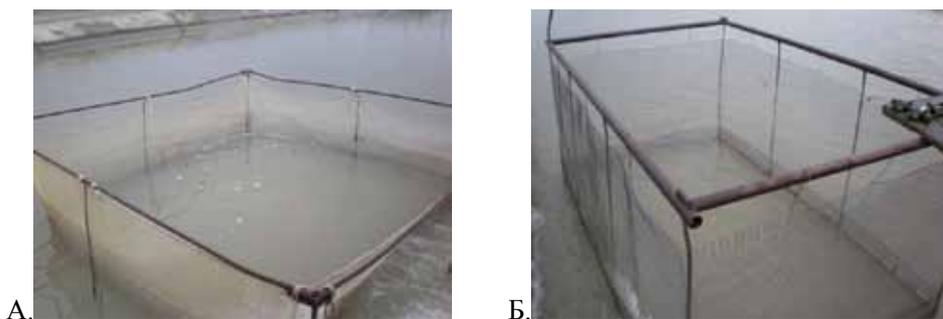
Эффективная численность ремонтно-маточного стада определяется числом скрещивающихся особей. В целях снижения числа идентичных по происхождению особей необходимо обеспечивать равный вклад самок и самцов в каждую последующую генерацию. Для пополнения маточного стада на одного производителя, в среднем, необходимо вырастить соответствующее количество особей (Таблица 51).

**Таблица 51:** Численность рыб, необходимая для пополнения маточного стада.

Возраст	Количество, шт.
Мальки, 1,5–3,0 г	160–200
Сеголетки	16–24
Двухлетки	8–12
Трехлетки	4

#### 11.4 ВЫРАЩИВАНИЕ РЕМОТНО-МАТОЧНОГО СТАДА В САДКАХ

Целесообразно начинать выращивание осетровых в садках при достижении молодью массы 15–30 г и более. Для выращивания осетровых используют садки различной площади, высотой 2,5–3,5 м (в том числе подводная часть 2–2,5 м), изготовленные из дели или нержавеющей стали (Рисунок 113).



**Рисунок 113:** Садки, изготовленные из: А - дели А, Б - нержавеющей стали.

Садки устанавливают на понтонах в водоеме (Рисунок 114), где скорость течения составляет 0,2–0,5 м/с. Температура воды в водоеме обычно не должна превышать 26–28°C. Допустимо лишь кратковременное повышение температуры до 30°C в течение 1–2 суток.



**Рисунок 114:** Садковый комплекс (Крджали, Болгария).

### 11.4.1 Типы садков

Различают следующие типы садков:

- выростные – используются для выращивания младших ремонтных групп (сеголетки-двухлетки), площадью 20–30 м<sup>2</sup>, ячея полотна стенок и дна 3,0–4,0 мм;
- нагульные – для выращивания старших ремонтных групп, содержания незрелых и доместигированных производителей. Площадь садков 20–100 м<sup>2</sup>, ячея полотна стенок садка – 12–16 мм, дна – 3–4 мм;
- зимовальные – для зимнего содержания разновозрастной рыбы. Площадь садка составляет 15–20 м<sup>2</sup>, ячея полотна стенок – 9–12 мм, дна – 3–4 мм. Дно и верхняя часть садка должны быть жестко прикреплены к раме;
- Карантинный садок – используется для проведения лечебных и профилактических мероприятий. Обычно устанавливается в конце садковой линии или на отдельной эстакаде, расположенной ниже по течению.

### 11.4.2 Садковое выращивание молоди и ремонта

Плотность посадки рыб в садки зависит средней индивидуальной массы рыбы и периода содержания (Таблица 52).

**Таблица 52:** Плотности посадки рыб в садки в зависимости от их средней массы.

Средняя масса, г	Плотность посадки, кг/м <sup>2</sup>	
	в начале выращивания	в конце выращивания
30	1,5–3,0	10
200	8–10	25–30
1000 и более	10–12	25–30
Зимовка, независимо от массы	30	

Необходимо проводить ежедневный мониторинг pH, температурного и газового режима, а также общего состояния рыбы. Кроме того, необходимо контролировать зарастаемость стенок садков, которая негативно влияет на проточность внутри садка, затрудняет вымывание продуктов жизнедеятельности рыб и ухудшает гидрохимический и газовый режимы в садке. Период между чистками определяется скоростью обрастания садка.

Наиболее высокая плотность посадки товарной рыбы в садках, установленных в водоемах с хорошим течением и насыщением воды атмосферным кислородом, составляет 40–45 кг/м<sup>2</sup>. По мере роста рыбы

необходимо производить её сортировку и рассадку. Старший ремонт целесообразно содержать при плотности в два раза меньшей, чем товарную рыбу. Выживаемость рыбы при выращивании от 0,2 до 2,5 кг составляет в среднем 85–90%.

### 11.4.3 Садковое содержание производителей

Для содержания производителей используют садки большей площади (от 20 до 100 м<sup>2</sup>) и глубины (3,0–3,5 м). Первоначальная плотность посадки производителей в садки составляет 5–10 кг/м<sup>2</sup>, максимальная - 25 кг/м<sup>2</sup> (Рисунок 115).



**Рисунок 115:** Понтонные садки для содержания производителей.

Кормление осуществляют по суточной норме 1,5–2,0% от массы тела. Следует отметить, что в период нагула после первого нереста, масса самок может снижаться. За 12 месяцев потери массы составляют 8–10%.

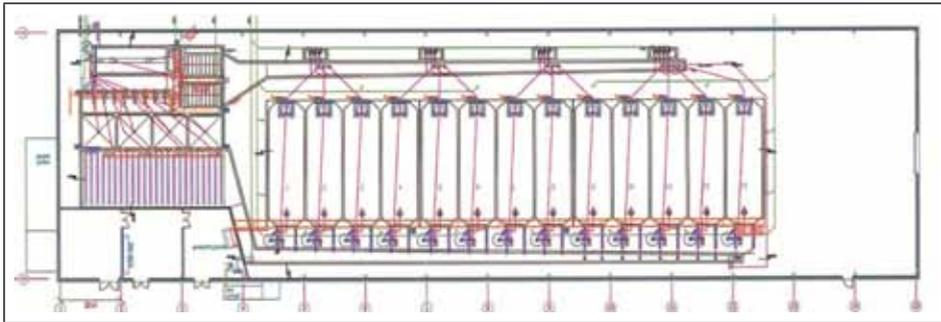
### 11.4.4 Зимовка рыб в садках

Зимовку всех возрастных групп осетровых рыб можно осуществлять непосредственно в садках. Перед пересадкой в зимовальные садки целесообразно провести профилактическую обработку рыб (ванны с солевым раствором или раствором метиленового синего). В зимовальных садках также можно проводить зимовку domestцированных производителей. При этом рыб содержат раздельно по видам, плотность посадки составляет: русский осетр и севрюга – 20–30 кг/м<sup>2</sup>, белуга – 15–20 кг/м<sup>2</sup>. Потери массы у диких производителей всех видов и сроков domestцикации (адаптации к искусственным условиям содержания) отмечаются в первые две зимовки и составляют у белуги 3,5–4,5%, у русского осетра и севрюги – 2–6% от массы тела. Выживаемость domestцированных рыб за период зимовки составляет 95–98%.

## 11.5 ОСОБЕННОСТИ СОДЕРЖАНИЯ РЕМОНТНО-МАТОЧНЫХ СТАД

Ремонтно-маточное стадо содержат на специальном участке, имеющем обособленное водоснабжение (Рисунок 116). Каждый вид, а также внутривидовые и возрастные группы содержатся раздельно.





**Рисунок 116:** Различные участки (цеха) для содержания ремонтно-маточных стад осетровых рыб: А – малые высокопроточные пруды для содержания производителей; Б – бетонные бассейны для содержания производителей в рециркуляционной системе (проект Billund Aquakultur Service ApS, Дания и Aquafuture, Германия); В – фото цеха для содержания производителей; Г – цифровой макет цеха для содержания производителей; Д – схема цеха для содержания производителей. (фотографии Б, В, Г и Д – предоставлены Д. Фирцлафом, «Aquafuture»).

Производители, используемые в нерестовой кампании, должны в течение двух–трех месяцев содержаться отдельно от остальных рыб на адапционном участке, обеспечивающем условия содержания с минимальным воздействием стресс-факторов (низкая плотность посадки, минимальное воздействие внешних факторов, оптимальные гидрохимические показатели и водообмен). С такими рыбами проводят комплекс адапционных мероприятий, включая профилактику воспалительных процессов (FAO, 2008b). Примерные нормативы по содержанию и выращиванию рыб в ремонтно-маточном стаде приведены в уточнённых Таблицах 53 и 54 (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

**Таблица 53:** Рыбоводные нормативы по выращиванию младшего ремонта в бассейнах, садках и малых прудах при оптимальных условиях.

Масса посадочного материала, г	Бассейны	Сетчатые садки	Малые пруды
Площадь, м <sup>2</sup>			
	5–20	4–25	250–750
Глубина воды, м			
5	0,6	0,8-0,1	–
30	0,8	1,5	–
100	1,0	2,0	1,5–2,0
800	1,2	2,0–2,5	1,5–2,0
800-1500	1,5	2,5	1,5–2,0
Плотность посадки, кг/м <sup>2</sup>			
5	5	–	–
30	7	6	–
200	9	7	3
400	10	8	4
800	12	9	5
Кратность кормления, раз/сутки			
<200	8	6	6
< 1500	6–8	6	6
Удельный расход воды при температуре 22°C в бассейнах при близком к 100% насыщения кислородом, на 1 кг массы тела, л/сек.			
5	0,101		
30	0,059		
100	0,039		
200	0,031		
400	0,012		
800	0,009		
1500	0,007		
Выживаемость, %			
5	80	–	–
30	85	80	80
200	95	90	85
400	95	90	95
800	95	95	95

**Таблица 54:** Рыбоводные нормативы по выращиванию старшего ремонта и производителей в бассейнах, садках и малых прудах при оптимальных условиях.

Масса посадочного материала, кг	Бассейны	Сетчатые садки	Садки прудового типа
Площадь, м <sup>2</sup>			
	20–40	10–50	250–1500
Глубина воды, м			
	1,5	2,0–4,0	1,5–2,5
Плотность посадки, кг/м <sup>2</sup>			
1,5-3,0	15	10	6
3,0-4,0	18	12	7
4,0-6,0	25	15	8
6,0-10,0	30	25	9
>10,0	40	30	10
Выживаемость, %			
	98	98	98
Удельный расход воды в бассейнах при 100% насыщения кислородом и температуре 22°C, на 1 кг массы тела л/сек.			
1,5	0,0070		
3,0	0,0057		
4,5	0,0049		
6,5	0,0046		
10,0	0,0045		
>15,0	0,0039		

## 11.6 РЕКОМЕНДАЦИИ ПО ФОРМИРОВАНИЮ ПОЛОВОЙ СТРУКТУРЫ МАТОЧНЫХ СТАД

Половая структура должна соответствовать целям использования маточного стада. При формировании половой структуры должны быть учтены возраст полового созревания и продолжительность межнерестовых интервалов (у самцов и самок). Половая структура маточных стад должна предусматривать отсутствие скрещиваний производителей одной генерации. Минимальная эффективная численность маточных стад, выращиваемых в искусственных условиях (и их нерестовой части) составляет 100 особей (при коэффициенте инбридинга  $F = 0,5\%$ ), а оптимальная численность – 500 (FAO, 2008).

Общим принципом формирования половой структуры стад является содержание минимально необходимого количества самцов в соответствии с целями формирования стада, посредством отбраковки самцов и криоконсервации спермы (для получения эффективной численности, когда отбор диких самцов невозможен). Для обеспечения оптимальных

экономической эффективности и численности ремонтно-маточного стада формирование необходимого соотношения полов в каждой генерации должно осуществляться задолго до достижения рыбой половой зрелости.

## 11.7 МАТОЧНЫЕ СТАДА ПЛЕМЕННЫХ РЕПРОДУКТОРОВ И ОСЕТРОВЫХ РЫБОВОДНЫХ ЗАВОДОВ

Численность ремонтно-маточного стада обычно ограничивается мощностью рыбоводного предприятия. Численность генофондного ремонтно-маточного стада должна определяться количеством производителей, вносящих генетический вклад в следующее поколение. Эффективная численность ( $N_{эф}$ ) определяется числом скрещивающихся особей, при котором скорость инбридинга равна  $0,5N_{эф}$  (FAO, 2008).

$$N_{эф} = 4(N_f \times N_m) / (N_f + N_m)$$

где  $N_m$  и  $N_f$  – количество самцов и самок соответственно.

В целом, для сохранения генофонда, при формировании стада следует исходить из частот редких аллелей. Численность ремонтной части стада определяется количеством эффективно скрещенных особей. Наиболее типичными отклонениями от идеальных условий, для эффективной численности ремонтно-маточного стада являются:

- неодинаковая численность самцов и самок;
- различное число скрещивающихся особей в последовательных поколениях.

Таким образом, оптимальным для коллекционных маточных стад является соотношение полов 1:1 (самки:самцы), не только для стада в целом, но и для каждой генерации (Приложение IV). В отличие от живых генетических коллекций, эффективная численность маточных стад племенных репродукторов и осетровых рыбоводных заводов должна формироваться не в маточном стаде в целом, а в нерестовой его части, т.е., в данном случае должны учитываться как возраст полового созревания, так и различия в продолжительности межнерестовых интервалов. Например, в маточном стаде стерляди, сформированном на рыбоводном предприятии с естественным температурным режимом, позволяющим получать зрелых самок в возрасте пяти лет, самцов – три года и межнерестовыми интервалами для самок продолжительностью два года и ежегодным созреванием самцов – соотношение полов (самки:самцы) в маточном стаде должно быть 2:1 (Петрова и др., 2001). Учитывая, что самцы созревают на два года раньше самок, две старшие генерации производителей стерляди должны состоять исключительно из самок, и, соответственно, две генерации самцов, переводятся из ремонта в маточное стадо на 2 года раньше самок.

Половую структуру стада корректируют, применяя методику УЗИ-диагностики пола и стадий зрелости по достижению рыбами следующих значений размерно-возрастных показателей (Таблица 55).

**Таблица 55:** Минимальные размеры и возраст осетровых различных видов и гибридных форм для проведения ранней прижизненной УЗИ-диагностики пола (изменённая Chebanov and Galich, 2009).

Вид (гибрид)	Индустриальные хозяйства		Хозяйства с естественным температурным режимом	
	масса, кг	возраст, лет	масса, кг	возраст, лет
Русский осетр	2,0 – 2,5	1+ – 2	2,0 – 2,5	2+ – 3
Белуга	7,0 – 9,0	3 – 4	8,0 – 10,0	4 – 5
Севрюга	2,0 – 2,5	2 – 2+	2,0 – 2,5	2+ – 3
Стерлядь	0,3 – 0,5	1 – 1+	0,3 – 0,5	1+ – 2
Шип	2,0 – 2,5	2 – 2+	2,0 – 2,5	2+ – 3

Окончательная половая структура и оптимальная численность должна формироваться в репродуктивной части маточного стада. При этом резерв производителей, должен составлять не менее 30% самок и 10% самцов.

## **11.8 ОПТИМАЛЬНЫЙ ТЕМПЕРАТУРНЫЙ РЕЖИМ ПРИ ФОРМИРОВАНИИ И СОДЕРЖАНИИ МАТОЧНЫХ СТАД ОСЕТРОВЫХ**

### **11.8.1 Сезонность температурного режима содержания старших ремонтных групп**

Важным условием нормального развития репродуктивной системы осетровых рыб является сезонность температурного режима содержания старших ремонтных групп (Петрова, 1978). Выращивание ремонта в течение первых лет на теплой воде с круглогодичным кормлением позволяет ускорить созревание производителей в 1,5–2,5 раза и существенно сократить продолжительность межнерестовых интервалов (Таблица 56). При этом для успешного завершения процесса гонадогенеза необходимо в определенном для каждого вида возрасте вводить в технологический цикл период содержания при низкой температуре – «зимовку» с обязательной пищевой депривацией.

**Таблица 56:** Возраст первого созревания и оптимальное время перевода на естественный температурный режим ремонта осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь 2004).

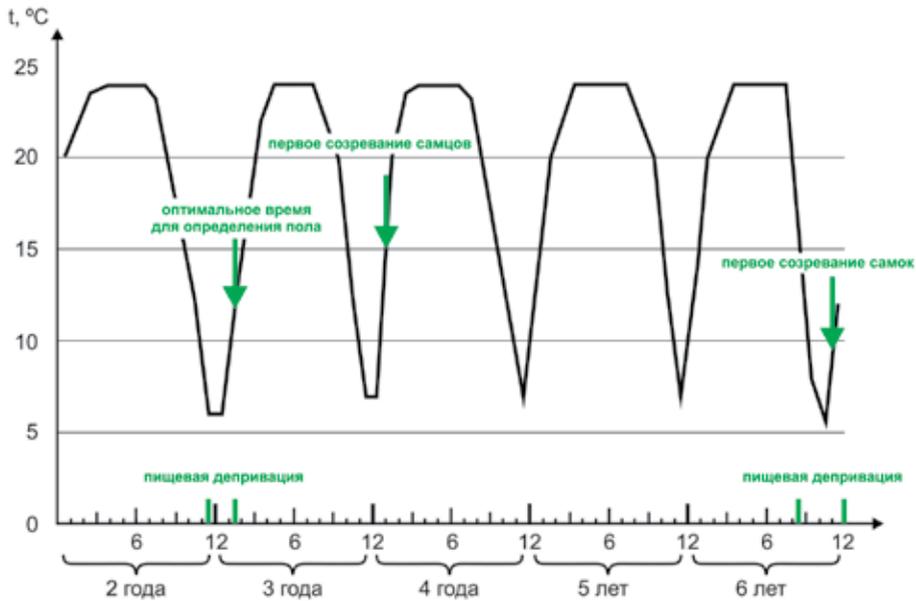
Вид	Возраст первого созревания, лет		Возраст перевода ремонта на содержание при естественном температурном режиме, лет	
	самцы	самки	самцы	самки
Русский осетр	3-4	6-7	2-3	4-5
Севрюга	3-4	5-7	2	3-4
Белуга	5-8	9-11	4-5	7-9
Шип	4-5	5-7	3-4	4
Стерлядь	2-3	3-5	2	2

Постоянно высокие температуры и кормление могут привести к ожирению осетровых рыб и к значительной задержке их окончательного созревания. Даже при достижении самками осетровых рыб IV стадии зрелости гонад, выходы икры (оосоматические индексы) могут быть очень низкие. Подобный пример для самки сибирского осетра, содержавшейся при постоянно высокой температуре (13–23°C) и кормлении приведен на Рисунке 117.

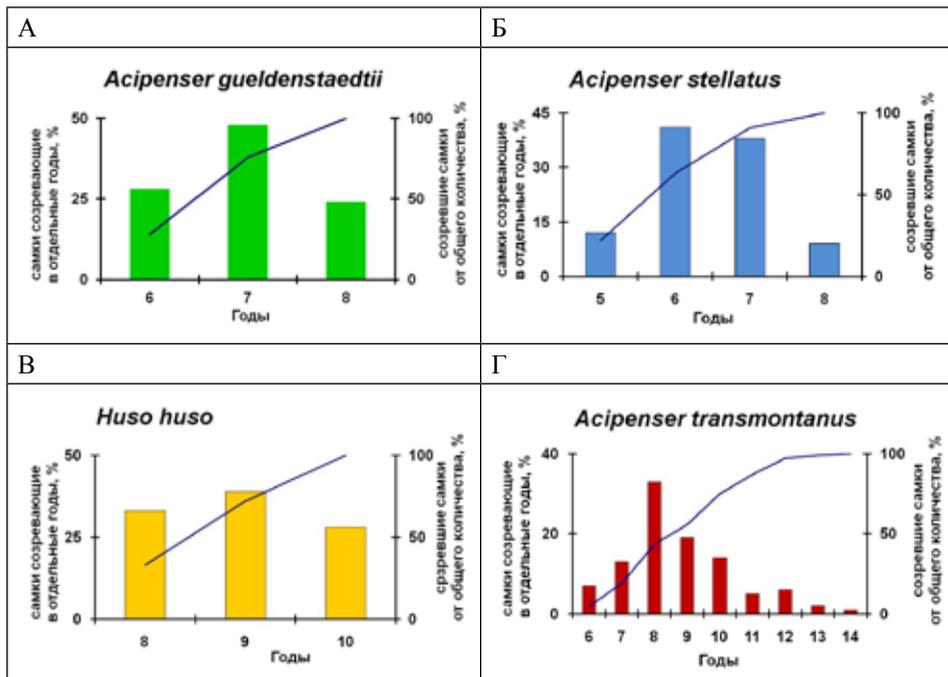


**Рисунок 117:** Гонады «зрелой» самки сибирского осетра в условиях постоянного содержания при высокой температуре и кормлении.

С учётом вышеизложенного, оптимальный температурный режим содержания маточного стада на примере русского осетра представлен на Рисунках 118, 119 и Таблице 57.



**Рисунок 118:** Оптимальный температурный режим содержания маточного стада русского осетра.



**Рисунок 119:** Возраст созревания выращенных самок осетровых: А, Б, В - при оптимальном режиме выращивания с терморегуляцией (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004), Г - при постоянной температуре 20°C (Doroshov, Moberg, and Van Eenennaam, 1997).

**Таблица 57:** Возраст первого созревания и продолжительность последующих циклов гаметогенеза диких и домашних производителей осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

Вид	Возраст первого созревания, лет				Межнерестовые интервалы, самки, лет	
	самцы		самки		дикие	домашние
	дикие	домашние	дикие	домашние		
Русский осетр	8–10 (7–10) <sup>1</sup>	3–4	10–14 (8–15)	6–8	3–5	1–3
Севрюга	5–6 (3–8)	3–4	8–10 (6–13)	5–7	3–4	1–2
Белуга	12–14 (9–14)	5–8	16–18 (11–19)	9–12	≥ 4–10	2–3
Стерлядь	3–8	2–3	3–12	3–5	2–3	1–2

<sup>1</sup>- в скобках приведены данные по азовским популяциям.

Следует отметить, что у домашних рыб, за исключением стерляди, масса тела при достижении половой зрелости и абсолютная плодовитость несколько ниже по сравнению с дикими производителями (Таблица 58).

**Таблица 58:** Сравнительная характеристика массы тела при первом созревании и абсолютной плодовитости диких и домашних производителей осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

Вид	Абсолютная плодовитость самок, тыс. шт. икринок	Масса тела самцов при первом созревании, кг				
		самцы		самки		
		дикие <sup>1</sup>	домашние	дикие <sup>1</sup>	домашние	дикие <sup>1</sup>
Русский осетр	121–490	45–185	6,0–10,0	2,0–3,5	9,9–18,0	4,8–14,0
Севрюга	150–379	43–145	2,1–5,6	1,5–3,4	4,4–13,7	5,4–9,0
Белуга	355–3600	250–550	35,0–89,0	18,0–27,0	71,0–150,0	32,0–65,0
Стерлядь <sup>2</sup>	4,5–150	7,5–120	0,3–1,2	0,3–2,3	0,3–2,5	0,3–2,5

<sup>1</sup>- данные относятся к азовским популяциям.

<sup>2</sup>-нижние пределы значений относятся к сибирской стерляди.

Вместе с тем, показатели относительной плодовитости выращенных самок близки к показателям для «диких» самок или несколько выше их, за счет меньших размеров ооцитов (Таблица 59).

**Таблица 59:** Репродуктивные показатели диких и домашних производителей осетровых (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

Вид	Осоматический индекс		Относительная плодовитость, тыс. икринок /1 кг веса самки		Масса 1 икринки, мг	
	дикие	домашние	дикие	домашние	дикие	домашние
Русский осетр	0,12–0,27	0,12–0,25	6,6–18,5	7,8–15,0	17,8–24,3	12,8–18,8
Севрюга	0,10–0,22	0,11–0,20	13,3–24,6	12,5–18,5	9,6–14,2	8,7–12,1
Белуга	0,10–0,18	0,12–0,15	6,6–7,2	5,4–8,2	18,1–27,8	15,3–22,2
Стерлядь	0,12–0,22	0,11–0,23	12,5–17,6	12,1–22,5	9,6–12,5	5,9–10,2

### 11.8.2 Зависимость скорости созревания от общего теплозапаса (суммы эффективных температур) при содержании осетровых

Скорость генеративных процессов у осетровых зависит в первую очередь от температуры содержания (Казанский, 1975). При расчете теплозапаса, выражающегося в градусо-днях, принимается во внимание только период времени, проведенный рыбой при так называемой эффективной температуре. Эффективной принято считать температуру от нерестового оптимума до минимальной температуры воды, при которой рыба перестает питаться.

При формировании маточных стад осетровых для каждого разводимого вида следует принимать во внимание значения двух показателей:

- теплозапас, необходимый для достижения половой зрелости;
- теплозапас, необходимый для прохождения одного цикла гаметогенеза (Таблица 60).

**Таблица 60:** Сумма эффективных температур, обеспечивающая первое и последующие созревания самок осетровых.

Вид	Теплозапас, необходимый для первого созревания, градусо-дни		Продолжительность межнерестовых интервалов (самки), градусо-дни
	самцы	самки	
<i>Русский осетр</i>	10 000–10500	17000–27000	5200–8000
<i>Севрюга</i>	10000–10500	17000–23000	4900–6500
<i>Белуга</i>	17000–25000	28000–36000	6900–12000
<i>Шип</i>	9000–12000	19000–29000	6000–8500
<i>Стерлядь</i>	6000–9000	12000–13000	2800–4200

Таким образом, применение показателя «суммы эффективных температур» позволяет более точно прогнозировать созревание производителей в зависимости от условий конкретного хозяйства или оптимизировать управление температурным режимом.

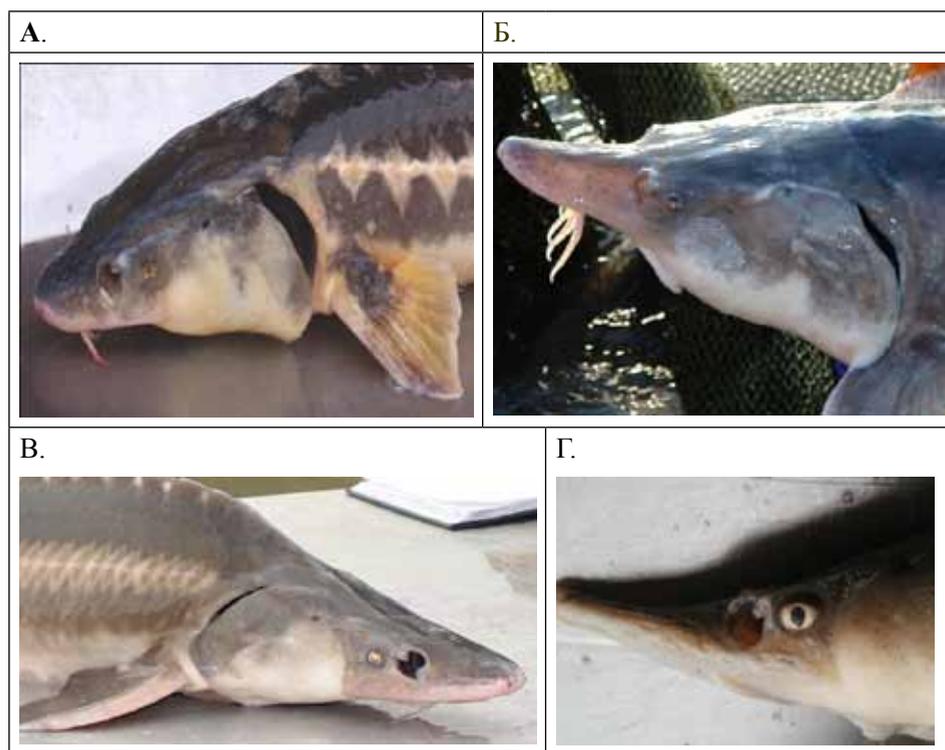
Хотя общий теплозапас является достаточно универсальным показателем, это не единственный фактор, определяющий возраст полового созревания и продолжительность межнерестовых интервалов. При превышении плотностей посадок, слишком малом или избыточном рационе, несоблюдении рекомендаций по проведению зимовки, созревание производителей может сильно затянуться и сопровождаться значительными нарушениями гонадогенеза. Восстановление репродуктивных качеств таких рыб или окажется невозможным или потребует применения длительной и сложной терапии.

## **11.9 МОРФОЛОГИЧЕСКИЕ АНОМАЛИИ, НАИБОЛЕЕ ЧАСТО ВСТРЕЧАЮЩИЕСЯ У ОСЕТРОВЫХ РЫБ В РЕМОНТНО-МАТОЧНЫХ СТАДАХ**

В связи с отсутствием в условиях аквакультуры большинства факторов естественного отбора, свойственных природным популяциям (конкуренция в питании, пресс хищников, условия среды и пр.), некоторая часть рыб в ремонтно-маточных стадах имеет различные аномалии строения.

### **11.9.1 Аномалии обонятельных органов**

Аномалии обонятельных органов являются аномалиями развития (Рисунок 120). Они включают: несращение перегородки обонятельного органа, нарушения строения обонятельных розеток, а также отсутствие обонятельного эпителия (разделы 5.2 и 5.3). Более вероятно, что основной причиной возникновения этих аномалий являются колебания температуры воды в период эмбрионального и постэмбрионального развития, поэтому, эти аномалии наиболее часто встречаются у рыб, выращенных на рыбоводных хозяйствах, и являются своего рода меткой их искусственного происхождения (Подушка Левин, 1988).



**Рисунок 120:** Аномалия обонятельных органов: А – русского осётра, Б – белуги, В – шипа, Г – стерляди.

### 11.9.2 Аномалия органов зрения

Аномалия органов зрения выражается в недоразвитии или отсутствии одного или обоих глаз (Рисунок 121). При индустриальном выращивании (в замкнутых системах, садках или бассейнах) наличие данной аномалии, как правило, не снижает выживаемость, т.к. органы зрения осетровых не имеют решающего значения в пищевой конкуренции. Однако, отмечались случаи, когда у осетровых признак отсутствия глаз передавался потомству. Например, в 1997 г. потомство слепой самки белуги на 30% состояло из особей, имеющих один недоразвитый глаз или не имеющих глаз (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004). Во избежание подобных проблем, такие особи должны отбраковываться на ранних этапах.



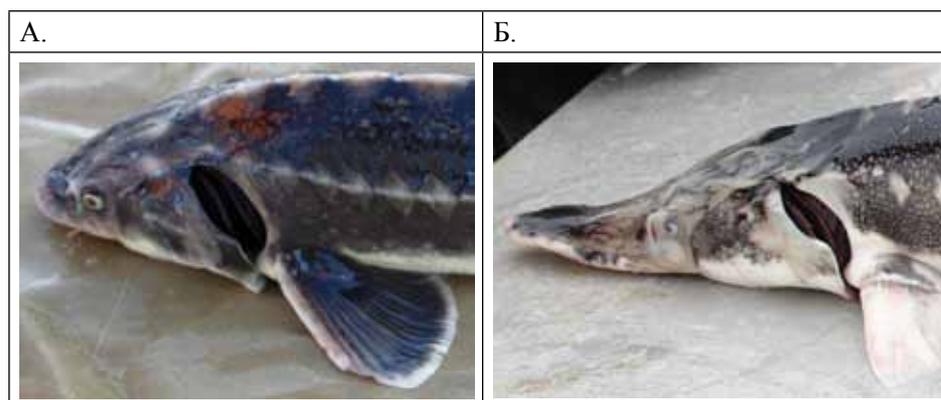
**Рисунок 121:** А – Отсутствие глаз у белуги, Б – стерляди.

### 11.9.3 Недоразвитые грудные плавники

Недоразвитые грудные плавники (либо полное их отсутствие) с одной или с обеих сторон чаще всего является следствием травмирования личинки другими рыбами при переходе на активное питание.

### 11.9.4 Укороченные жаберные крышки

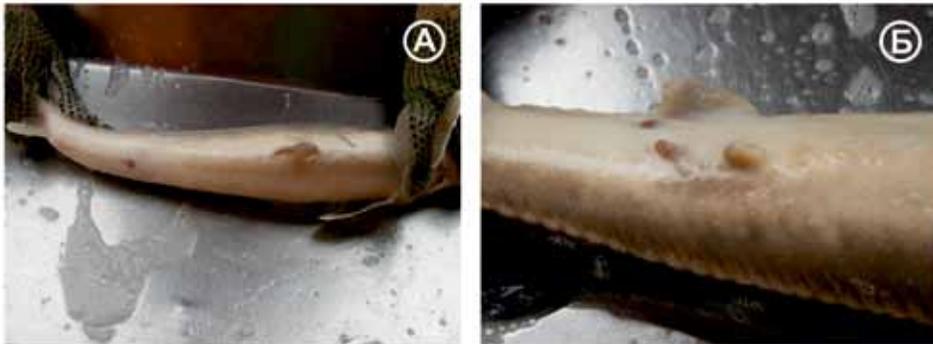
Укороченные жаберные крышки не закрывают полностью жаберную полость и жабры остаются открытыми (Рисунок 122). Некоторые авторы (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004) относят недоразвитие жаберных крышек к последствиям одомашнивания. Выращивание рыб с недоразвитыми жаберными крышками не является целесообразным, так как их выживаемость снижается. Особи с этой аномалией плохо переносят любые рыбоводные манипуляции при слишком низкой или высокой температуре воздуха, а также при повышении температуры воды до критического уровня.



**Рисунок 122:** Укороченные жаберные крышки: А - у русского осётра, Б - у севрюги.

### 11.9.5 Фенодевианты

Совсем иной характер имеют такие аномалии, как наличие дополнительной пары плавников, недоразвитие брюшных плавников (вплоть до полного их отсутствия) (Рисунок 123), которые относятся к группе так называемых фенодевиантов (Подушка и Шебанин, 1996). Эти аномалии очень изменчивых по проявлению и частоте встречаемости отклонений от нормы являются показателем ослабления генетической конституции. Появление фенодевиантов свидетельствует о необходимости корректировки селекционной работы и установлении более строгого контроля за подбором пар производителей.



**Рисунок 123:** Фенодевианты стерляди: А – отсутствуют нормальные брюшные плавники, имеются дополнительные парные плавники в рудиментарном состоянии, Б – присутствуют дополнительные парные плавники в рудиментарном состоянии (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

Следует упомянуть, что среди отклонений в развитии встречается парное сращение усиков. Причем усики срастаются не основаниями, а концами, что является, скорее всего, следствием глубокого нарушения развития в раннем онтогенезе. При выращивании в искусственных условиях выживаемость фенодевиантов не отличается от нормальных особей, но при бонитировках они должны отбраковываться и не использоваться для воспроизводства.

### 11.10 ПАСПОРТИЗАЦИЯ МАТОЧНОГО СТАДА: ГЕНЕТИЧЕСКИЙ КОНТРОЛЬ ЗА ЧИСТОТой ПЛЕМЕННОГО МАТЕРИАЛА

Генетическое тестирование маточного стада проводится методами молекулярной генетики путем анализа нуклеотидных последовательностей митохондриальной ДНК, анализа микросателлитных локусов ядерной ДНК с использованием случайных праймеров (RAPD), полиморфизма длин рестрикционных фрагментов (AFLP). С помощью ДНК фингерпринтинга можно определять не только происхождение рыб, но и оценивать гетерогенность маточных стад различных видов и генетические расстояния между популяциями и отдельными особями.

Для проведения индивидуального тестирования особей, достигших половой зрелости, проводят отбор образцов ткани, обычно представляющих собой кусочек (1–2 г) плавника, фиксированного в 96% этаноле. Каждой пробе присваивается индивидуальный номер. Рыбу, от которой взят образец тканей, метят индивидуальной ПИТ-меткой. Традиционно, анализ образцов тканей проводят по четырем микросателитным локусам (Таблица 61).

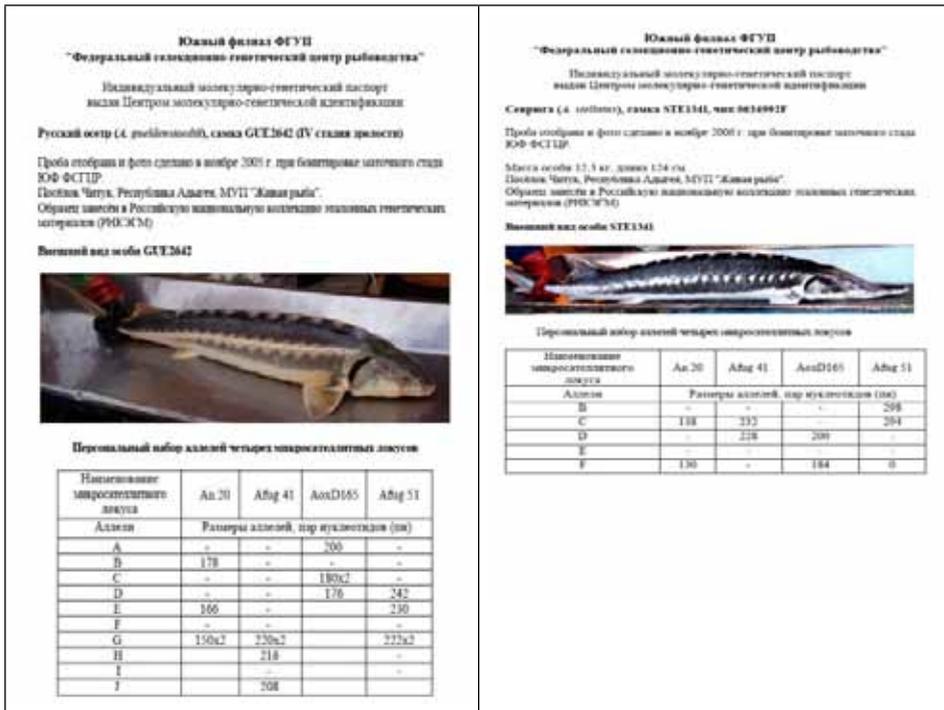
**Таблица 61:** Микросателитные локусы, используемые для проведения индивидуальной паспортизации осетровых.

Локус	Праймеры 5' – 3'
An20	F:AATAACAATCATTACATGAGGCT R:TGGTCAGTTGTTTTTTTATTGAT
AfuG41	F:TGACGCACAGTAGTATTATTATG R:TGATGTTTGCTGAGGCTTTTC
AfuG51	F:ATAATAATGAGCGTGCTTTCTGTT R:ATCCGCTTGCGACTTATTTA
Ao×D165	F:TTTGACAGCTCCTAAGTGATACC R:AAAGCCCTACAACAAATGTCAC
Ao×D161 <sup>1</sup>	<i>F:CATTCAGTATGAGACAGACTC</i> <i>R:ATCTCAGGGACTGCTGTGATTGG</i>

<sup>1</sup> Для более точной генетической паспортизации в последние годы используется еще один локус – Ao×D161 (Mugue and Barmintseva, 2009).

На основании анализа электрофореграмм по каждому из локусов выявляют аллели, характерные для исследуемых особей. Для определения генотипа исследуемых особей подсчитывают количество аллелей по каждому из локусов в отдельности.

По итогам исследований для каждой особи, входящей в маточную часть стада составляется индивидуальный генетический паспорт (Рисунок 124), включающий номер индивидуальной ПИТ-метки, данные о происхождении, размерно-весовые показатели, результаты генетического тестирования и изображение каждой рыбы, входящей в нерестовую часть стада.



**Рисунок 124:** Образцы индивидуальных генетических паспортов.

## 11.11 ОСОБЕННОСТИ АДАПТАЦИИ «ДИКИХ» РЫБ К СОДЕРЖАНИЮ В ИСКУССТВЕННЫХ УСЛОВИЯХ

### 11.11.1 Технологическая схема адаптации «диких» рыб к содержанию в искусственных условиях

Оптимизация адаптации производителей и незрелых рыб, выловленных в естественных водоемах, к условиям содержания на заводах, в том числе к созреванию в пресной воде и питанию искусственными кормами, является важным элементом формирования маточных стад и сохранения природного генетического разнообразия осетровых. Проведение такой работы особенно целесообразно при малой эффективной численности имеющегося маточного стада, а также в отношении рыб, обладающих редкими генотипами.

Технологическая схема адаптации «диких» рыб к содержанию в искусственных условиях включает следующие элементы:

- прижизненное получение от производителей половых продуктов;
- перевод на питание искусственными кормами;
- содержание на рыбоводном предприятии до (повторного) созревания; и
- эксплуатация (повторно) созревших производителей.

Процесс адаптации к условиям заводского содержания следует начинать с выдерживания рыб на отдельном адаптационном участке, обеспечивающем минимальное воздействие на рыбу стрессовых факторов, при пониженных температурах (10–15°C) и высоком содержании кислорода. Понижение температуры воды способствует снижению уровня обменных процессов в организме, и, как следствие, уменьшению энергетических затрат в период привыкания рыбы к содержанию в искусственных условиях (ограниченный объем, проточность и т.д.). В этот период необходимо максимально снизить воздействие на рыбу различных внешних факторов (шум и т.д.) и поддерживать на участке световой режим близкий к естественному.

### **11.11.2 Перевод «диких» рыб на питание искусственными кормами**

Перевод на питание искусственными кормами является наиболее сложным элементом адаптации диких рыб и должен производиться поэтапно.

Первоначально рыб приучают к питанию естественной пищей (рыба, моллюски, черви, ракообразные) в условиях искусственного содержания (бассейны, садки) с постепенным переходом на пастообразные смеси, содержащие животные компоненты и комбикорма. Сначала искусственный корм вводят в пастообразный естественный (рыбный, мидиевый, креветочный фарш и т.п.) в виде порошка и в незначительном количестве (не более 5%) и только, когда рыбы начинают питаться этой смесью, содержание искусственного корма в смеси постепенно увеличивают, одновременно увеличивая размер крупки искусственного корма.

В целях стимуляции потребления пастообразных кормов, целесообразно подсаживать к адаптируемым рыбам питающихся особей того же вида из маточного стада.

Рыб, не начинающих питаться естественным образом кормят принудительно, через зонд пастообразным кормом, сначала с использованием добавок, а потом используя только гранулированный корм с разбавителями. Принудительные кормления проводят не чаще, чем один раз в трое суток. В ряде случаев для начала питания отдельных рыб достаточно покормить принудительно однократно. По этой причине перед повторным принудительным кормлением рыб кормят пастообразным кормом в бассейне (садке) и начавших питаться рыб отсаживают или метят и больше повторно не кормят (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004). Обычно, при правильном подборе ингредиентов, рыбы начинают питаться не позже, чем после пятого принудительного кормления. Рекомендуется использовать аттрактанты и стимуляторы вкуса для лучшей адаптации рыб к искусственным кормам (Kasumyan and Døving, 2003).

Эффективность работ по адаптации, как и при преднерестовом выдерживании может быть повышена за счет осуществления витаминных инъекций. Для этих целей применяют витамины «С» (аскорбиновая кислота) и «Е» ( $\alpha$ -токоферол), которые имеют большое значение для жизнедеятельности организма, влияя на жировой, белковый и минеральный обмен (см. 4.5.3).

Поскольку основным источником этих витаминов является корм, то в период адаптации к условиям искусственного содержания рыбы испытывают его острую нехватку, что влечет за собой еще большее ухудшение аппетита, обводнение и атрофию мышц, а также повышает предрасположенность к инфекционным заболеваниям. Эффективные суточные дозы витаминов при проведении адаптации ниже, чем при преднерестовом инъектировании и составляют 5-10 мг/кг аскорбиновой кислоты и 10-15 мг/кг  $\alpha$ -токоферола из расчета на один кг. массы производителя. Продолжительность инъекций составляет 5–7 суток. В период приучения рыб к корму их следует держать при температуре 12–15°C, так как непитающиеся особи при более высокой температуре быстро теряют в весе, и их физиологическое состояние ухудшается, что может привести к необратимой дистрофии.

Следует учитывать, что различные виды осетровых рыб в естественных условиях питаются разными кормовыми организмами и состав кормосмеси в ходе приучения к кормам также должен различаться (Таблица 62)

**Таблица 62:** Требования к составу пастообразных кормов, используемых при доместикации «диких» особей осетровых рыб (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004).

<b>Вид</b>	<b>Ингредиенты, оказывающие привлекающее действие</b>	<b>Ингредиенты, отпугивающие рыб</b>
Русский осетр	Морская рыба Мидии Беззубка Дрейсена Бокоплавцы	Речная рыба Рыбная мука Рыбий жир
Белуга	Морская и речная рыба Рыбная мука Рыбий жир	Не выявлены
Севрюга	Олигохеты Личинки хирономид Бокоплавцы	Морская и речная рыба Рыбная мука Рыбий жир
Стерлядь	Икра частиковых рыб Олигохеты Личинки хирономид Бокоплавцы	Морская и речная рыба Рыбная мука Рыбий жир

Общая продолжительность периода адаптации рыб к условиям искусственного содержания может варьировать от 40 до 85 суток и зависит от возраста рыбы, условий содержания, ингредиентов кормосмесей и выбранной схемы проведения работ. Наиболее быстро к условиям искусственного содержания адаптируется белуга, вместе с тем имеются данные об успешном переводе севрюги на питание искусственным кормом за 39 дней (Memiş, Ergan and Yamaner 2011).

Для повторного созревания яичников одомашненным самкам требуется не только восстановить энергетические и пластические потери, понесенные за период зимовки, нерестового хода, выдерживания, заживления травм и периода адаптации к кормлению, но и накопить достаточное количество трофопластических запасов (жир и белок) для формирования новых генераций ооцитов.

После получения икры от одомашненных самок следующее созревание отмечалось через 4–7 лет содержания в искусственных условиях при естественном температурном режиме (Шевченко, Попова, Пискунова, 2004).

После получения у диких самок зрелых половых продуктов, в течение первого нагульного сезона происходит существенное снижение массы рыб: у белуги до 15%, у русского осетра и севрюги до 13,5%. Максимальный прирост массы domesticированных производителей приходится на второй и третий год межнерестового интервала. К концу второго года содержания оперированных самок дегенеративные процессы в гонадах продолжаются, о чем свидетельствует наличие пигментных гранул. В яичниках domesticированных рыб начинается пролиферация оогоний и развитие клеток новых генераций (Попова, Пискунова и Шевченко, 2004). У самок русского осетра и севрюги в яичниках появляются крупные ооциты, содержащие желточные зерна. Продолжительность межнерестового интервала перешедших на искусственные корма рыб можно сократить за счет содержания в течение первых двух лет на «теплой» воде с круглогодичным кормлением (Шевченко, Попова и Пискунова, 2004).

## **11.12 ТРАНСПОРТИРОВКА**

Перемещение рыб как внутри завода, так и между различными хозяйствами является необходимым элементом биотехники выращивания осетровых. Основные принципы управления в рамках ответственного перемещения живых водных животных описаны в (FAO, 2007). Транспортировка рыб или икры может осуществляться в герметичных либо в открытых емкостях. Независимо от типа емкости, основным критерием успешной транспортировки рыб является определение оптимальной плотности посадки, которая зависит от размеров, возраста, вида рыб, а также интенсивности обмена веществ при выбранном температурном режиме перевозки. Кормление рыб, отобранных для транспортировки, прекращают не менее чем за 30 часов до начала погрузки.

### **11.12.1 Транспортировка молоди осетровых рыб в герметических емкостях**

В качестве герметических емкостей для перевозки осетровых рыб используют пакеты из полиэтиленовой пленки стандартного (20–40 л) или увеличенного объема, а также цистерны из прорезиненной ткани, или другие аналогичные приспособления. Транспортировка осетровых рыб в полиэтиленовых пакетах традиционно используется для перевозок оплодотворенной икры, личинок и молоди, но в отдельных случаях может быть применима и для крупных рыб.

Пакеты изготавливают из отрезка (95 см) толстого (0,07–0,15 мм) полиэтиленового рукава шириной 50–80 см, одна сторона которого сварена V-образным швом, а вторая – герметизируется специальным зажимом или резиновыми кольцами. Для увеличения надежности пакеты делают двухслойными. Соотношение воды (с рыбой) и свободного пространства в пакете должно составлять 1:3. Освободив пакет от воздуха, в него закачивают технический кислород, герметизируют одним из указанных выше способов и помещают в картонную коробку, выстланную при необходимости теплоизолирующим материалом (синтепон, пенопласт и пр.).

Рыбу, в упакованных таким образом пакетах, можно транспортировать в течение 24–30 часов. При этом, для обеспечения надлежащего кислородного режима, необходимо обеспечить перемешивание воды в пакетах. При перевозках в жаркое время года, коробки с пакетами необходимо защищать от попадания прямых солнечных лучей. Предотвратить существенное повышение температуры воды можно с помощью герметичных емкостей со льдом. При перевозках пакеты рекомендуется устанавливать вертикально, а на длительных стоянках располагать горизонтально. При необходимости длительной, свыше 30 часов, перевозки, запас кислорода в пакетах можно пополнять. В таблице 63 приведена плотность загрузки при температуре 15°C. При более высоких температурах необходимо применить понижающий коэффициент 0,25 на каждые 5°C, при более низких температурах – аналогичный повышающий коэффициент.

**Таблица 63:** Плотность загрузки (кг) личинок и молоди осетровых при перевозке в полиэтиленовых пакетах (Орлов и др., 1974).

Средняя индивидуальная масса, г	Длительность транспортировки при температуре воды 15°C, часов									
	5	10	15	20	25	30	35	40	45	50
0,01–0,03	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,14	0,12
0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,18	0,15	0,13	0,12	0,1	0,09
0,5	0,3	0,3	0,3	0,27	0,21	0,18	0,15	0,13	0,11	0,1
1,0	0,5	0,5	0,5	0,4	0,32	0,27	0,23	0,21	0,18	0,16
2,0	0,7	0,7	0,53	0,4	0,32	0,27	0,23	0,21	0,18	0,16
5,0	1,0	1,0	0,7	0,5	0,4	0,33	0,29	0,25	0,23	0,2
10,0	1,5	1,0	0,7	0,5	0,4	0,33	0,29	0,25	0,23	0,2
20,0	1,8	1,0	0,76	0,57	0,46	0,38	0,33	0,28	0,25	0,23

При определении оптимальной плотности посадки, следует учитывать не только обеспеченность молоди кислородом, но и пороговую концентрацию растворенной в воде углекислоты, которая может вызывать гибель рыб. Для личинок массой 10–30 мг это значение составляет 40 мл/л, для более крупной молоди – 20 мл/л. При температуре 15°C среднее выделение углекислоты рыбами составляет 150–200 мл/кг в час, при температуре 20°C – 300–450 мл/кг в час.

### 11.12.2 Транспортировка оплодотворённой икры осетровых рыб

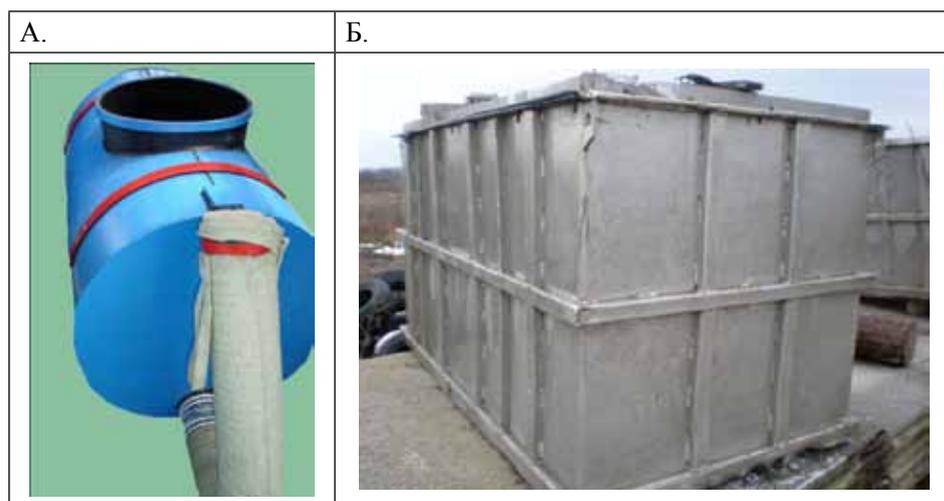
При перевозке оплодотворенной икры важно не допускать длительного пребывания пакетов с икрой в неподвижном состоянии, как во время остановок при транспортировке, так и в течение процесса упаковки или разгрузки икры. Продолжительность возможного пребывания икры в спокойном состоянии зависит от плотности погрузки в пакеты и температуры воды и в среднем составляет от 10–15 минут при плотности загрузки 5–6 кг на пакет до 1,0–1,5 часов при загрузке 2,0–2,5 кг икры на пакет (при температуре 15–17°C). При малых плотностях загрузки (1 кг и менее) и оптимальном температурном режиме транспортировки время пребывания икры в спокойном состоянии может достигать 2–3 часов. При длительных остановках рекомендуется каждые 40 мин. производить легко покачивание пакетов в течение 40–60 сек. Превышение указанного выше времени нахождения икры в спокойном состоянии может приводить к массовой гибели икры достигающей 50%. Оптимальная плотность загрузки оплодотворенной икры в пакет зависит от стадии развития икры, температурного режима и продолжительности перевозки (Таблица 64). Температура воды при транспортировке должна находиться в границах интервала, специфичного для перевозимого вида.

**Таблица 64:** Норма загрузки икры осетровых рыб при перевозке в полиэтиленовых пакетах при различной температуре, кг (Орлов и др., 1974).

t, °C	Длительность транспортировки, час							
	5	10	15	20	25	30	35	40
на стадиях от ранней гастролы до слияния боковых пластинок								
10	6,0	6,0	6,0	5,3	4,5	3,9	3,4	3,1
15	6,0	6,0	4,8	3,8	3,2	2,7	2,4	2,1
20	6,0	5,6	4,1	3,3	2,7	2,3	2,0	1,8
на стадиях вращающегося эмбриона								
10	6,0	5,1	3,7	3,0	2,5	2,1	1,8	1,6
15	6,0	4,3	3,1	2,4	2,0	1,7	1,5	1,3
20	6,0	3,7	2,7	2,1	1,7	1,4	1,2	1,0

### 11.12.3 Транспортировка осетровых рыб в открытых емкостях

К открытым емкостям относятся контейнеры, флаги, брезентовые ванны и чаны (традиционно используются для внутрихозяйственных перевозок), живорыбные цистерны (с термоизоляцией или без), устанавливаемые на автотранспорт (Рисунок 125), а также живорыбные вагоны. Перевозка рыбы в специализированном живорыбном автотранспорте должна сопровождаться непрерывной аэрацией воды с помощью компрессоров или баллонов с кислородом. Заполнение емкости водой производят непосредственно перед загрузкой рыбы. Систему аэрации включают сразу после заполнения емкости (не менее чем за 15 мин до загрузки в нее рыбы).



**Рисунок 125:** А - Погрузочный контейнер для кратковременной перевозки рыбы объемом 300 л. (Чепуркина и др., 2008), Б - специальная ёмкость для кратковременной перевозки живой рыбы.

Особенностью осетровых является высокое слизеотделение при, даже кратковременном, нахождении вне воды и механических стрессовых воздействиях. В связи с этим после окончания погрузки рыбы производят ее «промывку» проточной водой в течение 20–30 минут, с целью удаления из живорыбной емкости отделившейся слизи. Для снижения стресса молоди и взрослых особей осетровых рыб в период транспортировки целесообразно добавлять неионизированную соль (3–5‰). В течение всего времени перевозки необходимо осуществлять контроль за уровнем воды, её температурой и содержанием растворенного кислорода, который должен быть не менее 4 мг/л (допускаются только кратковременные понижения концентрации до 2 мг/л). Плотности посадки осетровых в различные ёмкости для транспортировки представлены в таблице 65.

**Таблица 65:** Плотности посадки осетровых при различных способах транспортировки.

Способ транспортировки	Время перевозки, час.	Плотность посадки, кг			
		личинки	сеголетки	двухлетки	старшие возрастные группы
Фляги (40 л)	Не более 2	0,5–1,0	5,0	–	–
Брезентовый чан (2 м <sup>3</sup> )	Не более 2	–	80	120	150
Живорыбная цистерна (3 м <sup>3</sup> )	3–6	–	300	350	500
	6–12	–	220	240	400
	12–24	–	160	180	300
Живорыбный вагон (30 м <sup>3</sup> )	24–48 и выше	–	1500	2500	3000

## Глава 12

### Санитарно–профилактические мероприятия

#### 12.1 ОСНОВНЫЕ ЗАБОЛЕВАНИЯ ОСЕТРОВЫХ РЫБ

Осетровые в природных условиях более резистентны к различным видам заболеваний, чем другие виды рыб. В связи со сложными жизненными циклами, обитанием в условиях различных водных сред (соленой, солоноватоводной, пресной) они подвержены лишь незначительному числу заболеваний. У осетровых рыб отмечены: грибковые, вирусные, бактериальные, инвазионные, алиментарные и экологические (т.е. связанные с несоответствием условий содержания экологическим требованиям осетровых) заболевания.

Большинство указанных заболеваний осетровых рыб аналогичны заболеваниям, которым подвержены другие виды рыб в аквакультуре (карповые, лососевые и т.д.) и не являются видоспецифичными. Для диагностики, профилактики и лечения таких заболеваний используют традиционные в ихтиопатологии методы.

Исключение составляют вирусные заболевания. В настоящее время осетровых выявлены четыре вида вирусов: *Adenoviridae*, *Herpesviridae*, *Iridoviridae* и *Papovairidae* (Hedrick, LaPatra, 2001). Чаще всего у осетровых встречаются вирусы *Herpesviridae* и *Iridoviridae*, представляющие наибольшую угрозу.

Наиболее изучен иридовирус белого осетра (WSIV), являющийся наиболее изученным вирусом из поражающих осетровых рыб. Этот вирус впервые отмечен у белого осетра (*Acipenser transmontanus*) в США (Калифорния), а впоследствии выявлен также у русского осетра (*A. gueldenstaedtii*) в Северной Европе. Эффективные методы лечения данного вирусного заболевания в настоящее время не разработаны (Hedrickand, LaPatra, 2001).

Сапролегниоз (вызываемый *Saprolegnia*) – наиболее часто наблюдаемое грибковое заболевание осетровых рыб. В первую очередь повреждаются мертвые и неоплодотворённые икринки, но если не проводить своевременную обработку, воздействию подвергается и нормально развивающаяся икра. Кроме непосредственного поражения икры, сапролегниоз значительно ухудшает газовый режим в инкубационных аппаратах. Для профилактики и борьбы с сапролегниозом рекомендуется проводить обработку икры следующими органическими красителями и химическими препаратами:

- малахитовый зеленый концентрации 1 часть на 100000 частей воды (10 мг/л) при экспозиции 10 мин или 1:200000 (5 мг/л) при экспозиции 15 мин;
- метиленовый голубой 1:10000 и 1:20000 (100 мг/л и 50 мг/л) при экспозиции 1 час;
- фиолетовый “К” ( $C_{24}H_{28}N_3Cl$ ) 1:200000 (5 мг/л) при экспозиции 30 мин.

Следует отметить, что использование малахитового зелёного в товарном рыбоводстве не рекомендуется (он запрещен в ЕС и в некоторых других странах) в связи с выявленным канцерогенным и мутагенным эффектом. Однако при выращивании молоди осетровых для выпуска в естественные водоемы (не для пищевых целей) его использование допустимо. Обработка выполняется не менее двух раз на стадиях щелевидного бластопора (стадия 18) и на стадии прямой сердечной трубки (стадия 28). Для отбора мёртвой и поражённой грибом сапролегнией икры используют сифон из резинового шланга различного диаметра в зависимости от вида осетровых рыб.

Эффективен также способ пролонгированного действия в малых дозах препарата фиолетовый “К” с момента закладки икры на инкубацию до стадии вращения эмбрионов (стадии 33–34) при концентрации не превышающей 0,2 мг/л (Мамедов, 2000). При расходе воды в инкубационном аппарате 4,0 м<sup>3</sup>/ч, для поддержания концентрации 0,2–0,3 мг/л, препарат дозируют по 60–96 капель (7,5–12 мл/мин.) стандартного раствора 1,5 г/л.

Для предотвращения заболеваний при выращивании личинок и молоди необходимо следить за качеством воды, кормов и избегать стрессирующих факторов - повышенной плотности посадки и частых ручных манипуляций (FAO, 2007; Arthur, Bondad-Reantaso and Subasinghe, 2008).

При выращивании молоди наиболее часто отмечаются поражение ее внешними паразитами (*Trichodinidae*, *Diclybotrium*, *Nitzschia*) и бактериальные заболевания. Большинство прочих паразитов и заболеваний могут ухудшать физиологическое состояние отдельных особей, но не приводят к массовой гибели рыб. В ряде случаев отмечается поражение икры внутритрлостным паразитом *Polypodium hydryforme*.

## **12.2 КЛИНИЧЕСКИЕ ПРИЗНАКИ НАИБОЛЕЕ РАСПРОСТРАНЕННЫХ ЗАБОЛЕВАНИЙ**

Клинические признаки наиболее распространенных заболеваний осетровых при выращивании в искусственных условиях приведены в Таблице 66.

**Таблица 66:** Клинические признаки основных заболеваний (изменённая Матишов, Пономарев и Пономарёва, 2007).

Заболевания, возбудитель и причины	Клинические признаки
Внешние паразиты: <ul style="list-style-type: none"> <li>• Одноклеточные - <i>Ichthyobodonecatrix</i>, <i>Trichodinidae</i>, <i>Apiosoma</i>, <i>Epistylis</i></li> <li>• Моногенеидозы - <i>Diclybothrium</i>, <i>Dactylogyrus</i></li> <li>• Ракообразные - <i>Argulus foliaceus</i></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Снижается аппетит, рыбы беспокоятся, плавают рывками, скапливаются у сливного отверстия, у поверхности воды, а также у стенок бассейна</li> <li>• Усиливается отделение слизи, разрушаются плавники, жабры</li> <li>• Появляются кровоизлияния, язвы на поверхности тела</li> </ul>
Бактериальные заболевания: например, <i>Flexibacter</i> , <i>Cytophaga</i> , <i>Sporocytophaga</i> , <i>Flavobacterium</i> , <i>columnare</i> , <i>Aeromonas sp.</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Снижается аппетит, больные рыбы малоподвижны, плавают вяло, собираются к краям бассейнов или к водостоку.</li> <li>• Рыбы темнеют или покрываются пятнами (мраморная окраска).</li> <li>• На коже, жабрах и во внутренних органах рыб появляются кровоизлияния.</li> <li>• Возникает почечная недостаточность;</li> <li>• в полости тела скапливается жидкость (экссудат).</li> <li>• Мелкие рыбы быстро гибнут без видимых симптомов.</li> </ul>
Грибковые заболевания: <i>Saprolegnia</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Снижается аппетит,</li> <li>• понижается подвижность рыб,</li> <li>• появляется белый ватообразный налёт на поверхности тела</li> </ul>
Алиментарные заболевания возникают вследствие неподходящего или испорченного корма, колебания температуры воды, низкого содержания кислорода, нехватки витаминов группы В)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Снижается аппетит, изменяется плавательное поведение, тело приобретает бледную краску, увеличивается отделение слизи, появляются кровоизлияния.</li> </ul>
Газопузырьковая болезнь (ГПЗ) возникает из-за избытка растворённого в воде молекулярного азота ( $\geq 104\%$ для личинок и молоди, $\geq 110\%$ для сеголетков) и кислорода ( $\geq 250-350\%$ ).	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Механические повреждения кровеносных сосудов и внутренних органов, приводящие к гибели молоди.</li> <li>• ГПЗ у предличинок (перед началом экзогенного питания) характеризуется образованием пузырьков газа в ротовой полости, что затрудняет переход на активное питание и, как правило, приводит к их гибели (Головин, 2001).</li> </ul>

Для своевременной диагностики заболеваний и предотвращения массового развития заболеваний необходимо проводить регулярный контроль. Бурлаченко и Бычковой (2005) предложено для удобства регистрации и анализа внешних признаков клинического состояния осетровых рыб составлять специальные таблицы для рыб (отдельно по каждой выростной емкости: бассейну, лотку, садку, пруду) (Таблица 67). Интенсивность таких патологий как повреждение жучек, поражение жабр эктопаразитами предложено оценивать по 4-бальной шкале (III – максимальная степень поражения). Для оценки показателей, характеризующих более узкий диапазон патологических

изменений (таких как снижение секреции слизи, воспаление и потемнение жабр) рекомендуется применять 3-бальную шкалу (0–II).

**Таблица 67:** Внешние клинические признаки некоторых заболеваний осетровых рыб и оценка степени их проявления (в баллах) (Бурлаченко и Бычкова, 2005).

Заболевание	Клинический Признак					
	Повреждение жучек	Воспаление ануса	Поражение жабр <sup>1</sup>	Нарушение секреции слизи	Покраснение кожи	Воспаление плавников
<b>Бактериальные</b>						
Миксобактериоз	I–III	0–I	I–III	I–II	I–II	0–I
БГС (аэромонады <i>Aeromonas</i> , кишечные палочки <i>Bacillus</i> , цитробактер <i>Cyrobacter</i> )	I–II	II	Светлые	0–I	I–II	I
БГС с доминированием протей <i>Proteus</i>	III	II	Светлые	0–I	III–II	
<b>Паразитарные заболевания</b>						
Триходиоз	I–II	0–I	I–III	I–II	I	0–I
Моногенеидозы						
Дактилогироз	I		III			I–II
Диклиботриоз	I		III			I–II
<b>Незаразные заболевания</b>						
Алиментарные	I–III	II	Светлые			
Метгемоглобинемия	I–III	0–I	Темные		I–II	

<sup>1</sup> - окраска жабр (светлая или темная) может быть отличительным клиническим показателем при некоторых заболеваниях.

## 12.3 МЕТОДЫ ЛЕЧЕНИЯ И ПРОФИЛАКТИКИ

Лечение и профилактику заболеваний осетровых проводят одним из следующих способов:

- перорально – препарат смешивается с кормом непосредственно перед кормлением, либо используются специальные лечебные (профилактические) корма. Недопустимо длительное (более шести часов) хранение самостоятельно приготовленных лечебных кормов.
- ванны – препарат растворяют в воде в специальных бассейнах или в тех же емкостях, где содержится рыба. При проведении ванн необходимо контролировать концентрацию препарата в воде, температурный и кислородный режим и строго соблюдать время экспозиции. В процессе обработки ведут непрерывный контроль за состоянием рыбы. В случае

резкого ухудшения состояния рыб обработку прекращают, а рыбу переводят в емкости с чистой водой и повышенным водообменом.

- внутримышечные инъекции – препарат вводят непосредственно в тело рыб.

## 12.4 ПРЕПАРАТЫ, ПРИМЕНЯЕМЫЕ ДЛЯ ЛЕЧЕНИЯ ОСЕТРОВЫХ

Перечень лечебных и профилактических препаратов, применяемых при различных заболеваниях молоди осетровых приведен в Таблице 68.

**Таблица 68:** Перечень лечебных и профилактических препаратов, применяемых при различных заболеваниях молоди осетровых (изменённая Hochleithner and Gessner, 1999).

Заболевание	Препарат	Дозировка	Экспозиция
Бактериальные	Антибиотики		
Флексобактериоз	Окситетрацилин	10–15 г/100 кг корма	10 суток
Псевдомоноз	Фуразолидон	20 г/100 кг корма	10 суток
Аэромоназ	Аурамицин	20 г/100 кг корма	10 суток
	Бицилин-3(5)	80000–100000 ед/кг массы	однократно
Эктопаразитические	Ванны		
Простейшие	Сольпищевая (NaCl)	0,5-1,5%	1 час
	Хлорамин	10–20 мг/л	1 час
	Формалин (40%)	200 мл/л	20 мин
	Метиленовый синий	5мг/л	1 час
	Акрифлавин (трипафлавин)	10мг/л	10 часов
	Малахитовый зеленый	0,2 мг/л	12 часов
ГПЗ	Проведение дегазации воды путем разбрызгивания, пропускания через систему ступенек или низконапорной аэрации		
Иммуностимуляция	Витамин С, внутримышечно	2,5 мг/кг сут	5 суток

## 12.5 ИСПОЛЬЗОВАНИЕ АНТИБИОТИКОВ

Использование антибиотиков допускается только для лечения заболеваний бактериальной природы у рыб, содержащихся в ремонтно-маточных стадах. Применение таких препаратов для лечения молоди, выпускаемой в естественные водоемы не рекомендуется. Лечение антибиотиками должно обязательно сопровождаться восстановительной терапией с применением пробиотиков, на основе бактериальных препаратов, содержащих, например, культуру субтилис *Bacillus subtilis* и *B. licheniformis* из расчёта 100 доз на 1 кг. в течение 5–10 суток (1 доза эквивалентна 700 млрд. спор), *Bifidobacterium globosum* из расчёта 1 доза на кг в течение 10 суток (1 доза = 1 миллион бактериальных клеток) и др. (Бурлаченко и Бычкова, 2005). Для восстановительной терапии

используют специально приготовленные корма, содержащие бактериальный препарат. Продолжительность восстановительного курса должна быть не менее 14 дней. Кроме того, для повышения иммунного статуса целесообразно вводить в рацион комплекс жирорастворимых витаминов  $AD_3E$  (150 мг/кг в течение 5 суток) и витамин С (1 г на кг корма 7–10 суток) для снижения последствий стресса. Помимо ежедневного контроля на предприятиях должен осуществляться комплекс профилактических мероприятий в соответствии с рекомендациями ФАО (Arthur, Bondad-Reantaso and Subasinghe, 2008).

Для профилактики и лечения болезней в осетроводстве используются общепринятые в аквакультуре методы и приёмы (Казарникова и Шестаковская, 2005; ФАО, 2007). Поэтому в данном разделе эти вопросы, за исключением некоторых наиболее важных аспектов рассматриваются кратко. Кроме того, некоторые разрабатываемые авторами, новые методы УЗИ ранней неинвазивной прижизненной диагностики аномалий воспроизводительной системы рассмотрены в данном руководстве (см. Главу 14).

## Глава 13.

### Мечение

#### 13.1 ТРЕБОВАНИЯ К МЕЧЕНИЮ

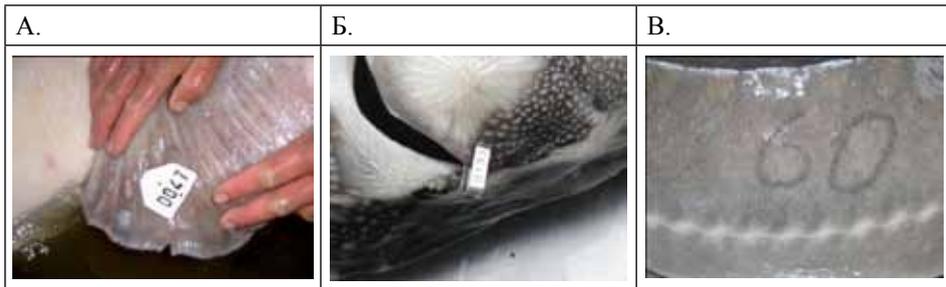
В зависимости от целей, вида и размера рыбы применяют следующие типы меток:

- внутренние метки: ПИТ-метки, магнитные кодируемые проволочные микрометки (CWT), химические вещества (окситетрацилин), подкожно введенные органические красители, латексы;
- наружные метки: клипсы для крупного рогатого скота (КРС) (Рисунок 126 А), скобки (Рисунок 126 Б), якорные метки;
- мечение красителями (например, неоновыми) и татуировками (клеймение) (Рисунок 126 В);
- мечение путем усечения части плавников или жучек.

Мечение рыб является необходимым элементом многих производственных процессов, включая: заготовку производителей, отбор рыб для нерестовой компании, племенную работу с ремонтно-маточным стадом, определение жизнестойкости, оптимального размера и возраста выпускаемой молоди, идентификация мест выпуска и т.д.

В каждом из перечисленных случаев, оборудование для мечения и способ введения метки должны обеспечивать соблюдение следующих требований:

- минимальное влияние на гидродинамические свойства и выживаемость рыб;
- сохранность меток в течение необходимого периода времени (в некоторых случаях до конца жизни рыб);
- высокая скорость мечения;
- легкость обнаружения меток в рыбах, в том числе в полевых условиях;
- возможность передачи максимального объема необходимой информации;
- возможность многократно считывать с меток информацию без умерщвления рыб;
- минимально возможная стоимость меток и оборудования для их прикрепления и обнаружения.

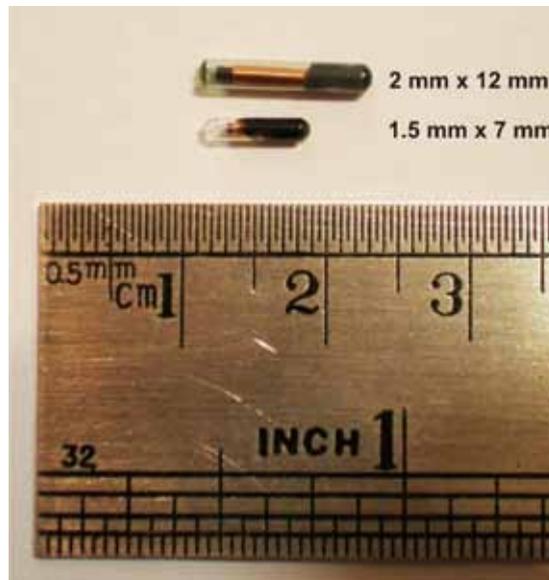


**Рисунок 126:** Метки, используемые для мечения осетровых: А - метка для КРС клипса, Б - установленная на грудном плавнике, В - клеймо, нанесенное жидким азотом.

В зависимости от поставленной задачи при мечении используют индивидуальные или групповые метки. Наиболее прогрессивными, из вышеперечисленных, в настоящее время являются системы мечения индивидуальными ПИТ-метками (для производителей) и намагниченными СWT-микрометками (для молоди).

### 13.2 МЕЧЕНИЕ ПИТ-МЕТКАМИ

ПИТ-метки представляют собой пассивные интегральные транспондеры. Они оснащены электронной схемой, размещенной на микропроцессорном чипе. ПИТ-метки не имеют собственного источника питания и передают свой идентификационный код только при возбуждении детектором (ридером). Размеры меток составляют в зависимости от производителя от 1,2x 8,0 мм до 2,1 ммx 12,2 мм (Рисунок127).



**Рисунок 127:** Примеры ПИТ- меток.

Метки заключены в стеклянную оболочку и после имплантации не оказывают на рыб какого-либо влияния. Сроки службы неограничен, возможно их повторное использование после извлечения и вторичной имплантации. Имплантируют ПИТ-метки в подключичную область (под грудной плавник или под первую спинную жучку) с помощью шприца-инжектора (Рисунок 128). Считывание информации производится дистанционно с помощью портативного ручного детектора (ридера) (Рисунок 129).



**Рисунок 128:** Мечение самки азовской севрюги ПИТ-меткой.



**Рисунок 129:** Портативный ручной детектор (ридер) для считывания ПИТ-меток.

Кроме вышеперечисленных способов мечения, при работе с производителями в период подготовки и проведения нерестовой компании эффективно использование временных меток, надеваемых на хвостовой стебель рыб (Conte *et al.*, 1988). В некоторых случаях для облегчения идентификации рыб, помеченных ПИТ-метками, целесообразно дополнительно пометить их визуально различимой меткой. Визуальные имплантируемые эластомеры (VIE) имплантируются в нижнюю часть рыла с использованием различных цветов и ориентации на теле ([www.nmt-inc.com](http://www.nmt-inc.com)). Данные метки вводятся в жидком виде и достаточно быстро затвердевают.

### 13.3 МЕЧЕНИЕ МАГНИТЫМИ СWT-МИКРОМЕТКАМИ

Для массового мечения молоди наиболее эффективными являются микроскопические кодируемые метки СWT (кусочки стальной проволоки, длиной 1,067 мм и диаметром 0,254 мм – см [www.nmt.us](http://www.nmt.us)), которые с помощью специального инжектора (Рисунок 130) внедряют в область носового хряща или под первую спинную жучку. На поверхности каждой микрометки нанесен групповой двоичный код. Для мечения мелкой молоди (менее 2 г) предназначены укороченные микрометки (длиной 0,5 мм стандартного диаметра).



**Рисунок 130:** Процедура мечения молоди азовской севрюги СWT микрометками.

Микрометки намагничиваются при имплантации и остаются намагниченными, практически в течение всей жизни рыб, поэтому с помощью специальных детекторов их можно обнаружить в любое время (Рисунок 131).



**Рисунок 131:** Обнаружение намагниченной SWT-микрометки специальным детектором.

#### **13.4 ПРОЕКТ РАЗРАБОТКИ МЕЖДУНАРОДНОЙ ПРОГРАММЫ МЕЧЕНИЯ МОЛОДИ ВЫРАЩЕННОЙ В ИСКУССТВЕННЫХ УСЛОВИЯХ**

Проект разработки международной программы мечения молоди, выращенной в искусственных условиях, основан на международном опыте (см. <http://www.nmt-inc.com/> и <http://www.hafro.is/catag>), свидетельствующем о том, что эффективно координируемая программа позволяет получить значительно более надежные данные, чем несколько некоординируемых программ. Информация, которая может быть получена путем координации международных усилий, включает в себя следующее:

- выпуск и распространение рыб выращенных на различных рыбоводных предприятиях всего Черноморского или Каспийского бассейна;
- темпы роста различных групп выпускаемых рыб;
- выживаемость выпускаемых рыб;
- показатели (выживаемость, рост, половое созревание, вклад в рыболовство) различных групп, на основе, например, периода и объема выпуска, места выпуска, происхождения или генетических характеристик.

Настоятельно рекомендуется использование вторичных меток. Такими метками должна маркироваться только молодь, ранее помеченная магнитными кодируемыми микрометками. Способ применения подобных вторичных меток требует тщательного рассмотрения. Подрезание определенных усиков (например, крайнего справа) может оказаться эффективным при повторном вылове в течение первых двух лет, но дальнейшая регенерация усиков может сделать использование его в качестве долгосрочной метки нецелесообразным. Было установлено, что подрезание усиков не оказывает значительного воздействия на здоровье и благополучие рыбы. Подрезание одного из анальных плавников может стать долгосрочной меткой, но существует мнение, что мечение в данном случае может иметь негативные последствия (данный способ требует изучения, прежде чем быть рекомендован для широкого использования). Другие виды меток могут свободно использоваться для других целей. Подобные метки не являются обязательным показателем наличия кодируемой намагниченной СWT-микрометки, однако нет оснований, исключающих использование таких меток в дополнение к вторичным меткам (используемым совместно с СWT).

Главные компоненты международной программы мечения с использованием СWT меток:

- мечение и стандартизованный выпуск;
- повторное обнаружение меток;
- организация централизованной базы данных по меткам и анализ данных;
- свободный доступ к информации с возможностью ее копирования с помощью Интернета;
- гибкое управление и международная координация.

## Глава 14

### Раннее прижизненное определение пола и стадий зрелости осетровых с использованием УЗИ

#### 14.1 ОБОРУДОВАНИЕ ДЛЯ УЗИ-ДИАГНОСТИКИ ПОЛА И СТАДИЙ ЗРЕЛОСТИ ОСЕТРОВЫХ РЫБ

Ультразвуковые исследовательские сканеры достаточно давно широко применяются в медицине. В последнее время ультразвуковая диагностика привлекает все большее внимание благодаря возможности исследовать анатомию рыб. Неинвазивность данного метода, его надежность, а также возможность анализа динамических изображений (в режиме “видео”) делают использование систем УЗИ сканирования перспективным инструментом при проведении исследований в рыбоводстве (Mattson, 1991; Karlsen and Holm 1994; Goddard, 1995; Пальмер и др., 2000). Наиболее важными преимуществами использования данного метода являются:

- **Биологическая безопасность:** Несмотря на сведения о том, что ультразвук высокой интенсивности может нарушать рост клеток и повреждать ДНК *in vitro*, в настоящее время установлено, что диагностический ультразвук биологически безопасен и не несёт неблагоприятных клинических эффектов (при ультразвуковых исследованиях используют пульсирующие волны, следовательно, время экспозиции невелико).
- **Оперативность:** При правильно организованной работе процедура УЗИ-диагностики очень непродолжительна (до 10 сек.), за исключением редких и сложных случаев, таких как гермафродитизм и аномалии репродуктивной системы (прорастание соединительных тканей в генеративной части гонад, ожирение генеративной части гонад, опухоли, кисты), требующих дополнительного времени для исследований.
- **Нетравматичность:** В ходе исследования покровы рыбы не нарушаются, органы и ткани не повреждаются, следовательно, стрессирующее воздействие минимально.

##### 14.1.1 Характеристики ультразвука

Ультразвук имеет волновую природу, ему присущи физические характеристики волны: частота, длина, скорость и т.д. При изучении особенностей распространения ультразвуковых волн в теле осетровых рыб, можно условно выделить основные среды: кости (включая “жучки”), хрящи, мягкие ткани и газ, имеющие разное акустическое сопротивление (Таблица 69) и по-разному отражающие ультразвуковые лучи (эхогенность).

**Таблица 69:** Скорость распространения звука ( $V$ ), плотность ( $\rho$ ) и сопротивление ( $Z = \rho V$ ) различных веществ (Пальмер и др. 2000).

Вещество	$V$ , м/с	$\rho$ , г/см <sup>3</sup>	$Z$
воздух	330	0,0012	0,4
мягкие ткани:	1476–1570	0,928–1,055	1,37–1,66
жировая ткань	$\approx 1450$		
мышечная ткань	$\approx 1540$		
печень	$\approx 1540$		
вода	$\approx 1482$		
костная ткань	3360–4000	1,85	6,2
хрящевая ткань	2800–3200	1,65	$4,9 \times 10^3$

### 14.1.2 Датчики

Для проведения УЗИ-диагностики рыб сканер, в большинстве случаев, должен быть оснащен линейным датчиком с размерами рабочей поверхности 40–60 мм и рабочей частотой 5–10 МГц. Это позволяет получать эхограммы с высоким разрешением для рыб весом от 0,5 кг (стерлядь) до 50 кг (белуга), с максимальной эффективностью для рыб весом 2–20 кг (независимо от вида). Вместе с тем, в связи с относительно высокой частотой ультразвука стандартный линейный датчик позволяет обеспечить небольшую глубину сканирования. Для крупных рыб (более 50 кг) рекомендуется использовать конвексный датчик с рабочими частотами 2,0–3,5 МГц и глубиной проникновения ультразвука более 20 см. К сожалению, датчики данного типа обладают относительно низким разрешением (Чебанов и Галич, 2008; Chebanov and Galich, 2009).

Для чёткой визуализации гонад рыб необходимо, чтобы минимальный линейный размер гонад на гистологическом срезе превышал длину ультразвуковой волны минимум в 10–20 раз, в противном случае границы органов будут нечёткие или не видны. При использовании датчика с рабочей частотой 5–10 МГц, структуры должны иметь минимальные размеры – не менее 2 мм. Датчик с частотой 3–5 МГц имеет глубину фокусировки 7–9 см, с частотами 5, 7,5 и 10 МГц – 5–7, 4–5 и 3–4 см соответственно. Прогрессирующее ослабление звука по мере его распространения в тканях (затухания) определяется видом, плотностью и степенью неоднородности тканей.

Отражение большей части звуковых волн происходит в направлении к источнику звука. Поэтому для получения чёткого изображения ультразвуковой пучок должен направляться к гонаде (или другому исследуемому органу) под углом 90°, обеспечивающим максимальное отражение и последующую визуализацию.

В сложных случаях при проведении исследований и в целях получения эхограмм с высоким разрешением, особенно при изучении рыб с небольшими

размерами, могут быть использованы дорогостоящие высокочастотные линейные датчики высокой частоты (до 25 МГц), например “Esaote” с частотой 12,5 МГц (Bonpunt, 2006).

#### *14.1.2.1 Линейный датчик*

Срезы, полученные с использованием таких датчиков (Рисунок 132 «1»), имеют прямоугольную форму. Сканирующая поверхность датчика – плоская. Он плотно прилегает к исследуемым поверхностям, поэтому датчики данного типа являются наиболее эффективными при проведении исследований, связанных с изучением органов и тканей осетровых рыб.



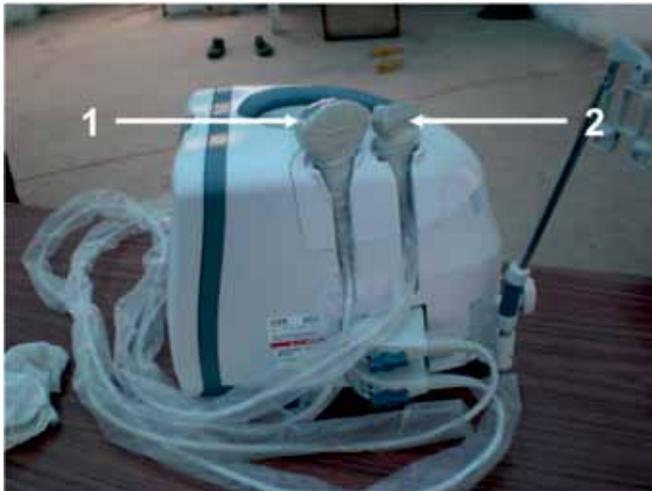
**Рисунок 132:** УЗИ датчики: 1 - линейный, 2 - конвексный.

#### *14.1.2.2 Конвексный датчик*

Получаемый с использованием этого датчика срез имеет форму, промежуточную между формами срезов линейного и секторного датчиков. Конвексный датчик (Рисунок 132 «2») обычно входит в стандартную комплектацию ультразвуковых аппаратов. Он имеет полукруглую сканирующую поверхность и не может плотно прилегать всей поверхностью к исследуемому участку тела рыбы. Кроме того, конвексные датчики, как правило, имеют низкую частоту и, следовательно, низкую разрешающую способность, но большую глубину сканирования. Поэтому их целесообразно применять только для крупных рыб.

### **14.1.3 Мобильный информационно-аналитический комплекс на основе УЗИ-сканера «Mindray DP-6600»**

Рекомендуемый для широкого применения в осетроводстве ультразвуковой портативный сканер Mindray DP-6600 ([www.mindray.com](http://www.mindray.com), Китай), по сравнению с ранее описанным Чебановым, Галич и Чмырём (2004) УЗИ-сканером MySono-201, имеет явные преимущества как с точки зрения стоимости, так и по разрешающей способности 10-дюймового монитора с режимом прогрессивной строчной развертки (Рисунок 133).



**Рисунок 133:** Ультразвуковой портативный сканер Mindray DP-6600.  
1 - конвексный датчик, 2 - линейный датчик.

Основными отличительными характеристиками УЗИ-сканера MindrayDP-6600 являются:

- коннектор для двух датчиков одновременно: конвексного
- (диапазон частот 2,0–3,5 МГц) и линейный (5–10 МГц);
- глубина сканирования от 25,9 до 246 мм (в зависимости от типа датчика);
- память на 115 изображений;
- видеовыход;
- 2 USB порта для носителей информации;
- пакеты программного обеспечения для измерений и вычислений.

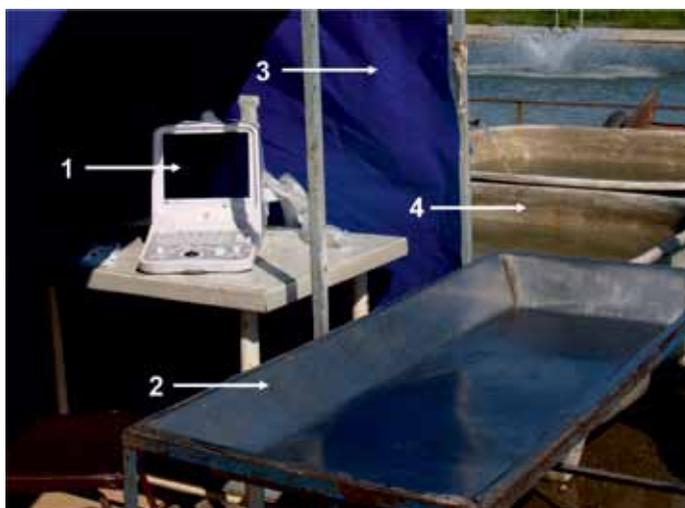
Конструктивные особенности данного УЗИ-сканера позволяют вести запись процедуры сканирования (персональный компьютер (ПК) подключается к видеовыходу УЗИ-сканера) для последующего анализа и обучения специалистов; а также делать статичные стоп-кадры с экрана монитора. Сохранение информации возможно как на флэш-памяти самого УЗИ-сканера, так и на внешних USB-носителях, что очень удобно и существенно увеличивает эффективность работы с данным сканером. Таким образом, УЗИ сканер в комбинации с ПК представляет собой эффективный информационно-аналитический комплекс для обработки эхограмм (Рисунок 134).



**Рисунок 134:** Мобильный информационно-аналитический комплекс на основе УЗИ-сканера Mindray DP-6600: 1 – ноутбук; 2 – УЗИ-сканер; 3 – декодер MPEG2.

#### 14.1.4 ОРГАНИЗАЦИЯ РАБОЧЕГО МЕСТА

Проведение ранней прижизненной экспресс диагностики пола и определение стадий зрелости гонад требует организации специального рабочего места (Рисунок 135).



**Рисунок 135:** Оборудование мобильного информационно-аналитического комплекса на основе УЗИ-сканера Mindray DP-6600: 1 – УЗИ-сканер; 2 – специальный стол из нержавеющей стали для размещения рыбы; 3 – тент-палатка для защиты монитора УЗИ-сканера от прямых солнечных лучей; 4 – бассейн для накопления рыбы.

Рабочее место оператора должно включать:

- стол для установки ультразвукового оборудования, за которым оператору было бы удобно проводить анализ видео изображений и вести записи;
- специальный (металлический или деревянный) стол с бортиками для размещения на нем рыбы (оператор, работающий с рыбой должен иметь беспрепятственный подход к столу);
- бассейны-накопители для рыбы, которые необходимо расположить в непосредственной близости от УЗИ-комплекса.

Освещенность рабочего места не должна быть слишком высокой, так как в этом случае считывание видеоинформации с экрана будет затруднено или вообще невозможно (оператор должен не вставая с места, проводить сканирование, одновременно наблюдая изображение на ЖК экране).

Всё оборудование должно быть установлено, подключено и отрегулировано до начала проведения исследований. Рыбу располагают на специальном столе, на боку (голова слева или справа относительно оператора). При этом необходимо удерживать рыбу в относительной неподвижности в течение всего процесса сканирования, который может продолжаться от нескольких секунд до нескольких минут.

## **14.2 РАЗРЕШАЮЩАЯ СПОСОБНОСТЬ УЛЬТРАЗВУКОВОГО МЕТОДА РАННЕЙ ПРИЖИЗНЕННОЙ ДИАГНОСТИКИ ПОЛА И ОПРЕДЕЛЕНИЯ СТАДИЙ ЗРЕЛОСТИ ГОНАД ОСЕТРОВЫХ РЫБ**

Способность идентифицировать изображение и диагностировать пол и стадии зрелости будут зависеть (при выполнении рекомендации по параметрам оборудования) от следующих факторов: видовая принадлежность, возраст, размер, условия и режим выращивания.

Диагностическими признаками для определения пола являются:

- локализация генеративной ткани в гонаде (медиальная, латеральная и т.д.);
- наличие или отсутствие оболочки гонады;
- характер поверхности и границ гонады (ровные или неровные края, прямые или извилистые края);
- экзогенность генеративной ткани, выражается в различной яркости ее изображения на экране монитора;
- однородная или смешанная структура тканей гонады;
- форма и расположение каудального края гонады относительно генитального отверстия.

Следует иметь в виду, что при перезревании и резорбции половых продуктов экзогенность тканей меняется. Гиперэзогенная ткань семенников становится анэзогенной или гипозогенной, анэзогенная ткань яичников – гипозогенной.

---

В таблице 55 приведены требования к массе и возрасту рыб при прижизненной экспресс диагностике пола с использованием метода УЗИ. Оптимальным временем для определения пола является период после зимовки при температуре воды 8–12°C для хозяйств с естественным температурным режимом и после двух месяцев содержания при минимальных температурах воды для промышленных хозяйств. При этом перед проведением диагностических исследований на промышленных хозяйствах не следует кормить рыбу, как минимум, в течение 12 суток. Наименее приемлемым для идентификации половой принадлежности рыб является период активного нагула (кормления) и температуры выше 18°C. Несмотря на более высокие темпы роста, идентификация пола рыб, постоянно содержащихся на промышленных рыбоводных предприятиях, существенно сложнее из-за накопления значительного количества жира и преобладанием соматического роста по сравнению с развитием генеративной ткани.

### 14.3 СЛОВАРЬ СПЕЦИАЛЬНЫХ ТЕРМИНОВ ПО УЛЬТРАЗВУКОВЫМ ИССЛЕДОВАНИЯМ

Акустический луч	Пучок ультразвуковых волн, производимый датчиком.
Акустическое сопротивление	Сопротивление тканей колебаниям частиц, создаваемым ультразвуковыми волнами. Визуализация различных сканируемых объектов возможна вследствие наличия различного акустического сопротивления.
Анэхогенные структуры	Объекты, полностью проводящие или поглощающие звук (не дающие отражений). На экране выглядят как очаги чёрного цвета (например, жидкости).
Гиперэхогенные структуры	Объекты с высокой отражающей способностью, отражающие большую часть ультразвуковых лучей (например, кость, газ, collagen), которые на экране видны в виде ярко-белых структур.
Гипоэхогенные структуры	Объекты, только частично пропускающие и отражающие ультразвук (например, мягкие ткани), которые на экране видны в виде тёмно-серых пятен.
Граница	Линия, разделяющая различные виды тканей, по-разному проводящих ультразвук, визуализируемая как зона отражения на поверхности раздела.
Датчик	Часть ультразвуковой установки, непосредственно соприкасающаяся с исследуемым объектом. Преобразует электрическую энергию в энергию ультразвуковых волн, а также принимает отраженные волны и преобразует их в электрическую энергию.
Загущание	Снижение интенсивности ультразвуковых волн при прохождении их через ткани.
Неоднородные эхоструктуры	Структуры, характеризующиеся неравномерным распределением эхосигнала в органах со смешанной эхогенностью.
Однородные эхоструктуры	Структуры, характеризующиеся равномерным распределением по всему органу эхосигнала с одинаковой интенсивностью.
Отражение	Изменение направления ультразвукового луча на границе раздела сред, при этом ультразвуковая волна не проникает через вторую среду.
Плоскость сканирования	Срез органов и тканей, через которые проходит ультразвуковой луч.
Поперечный срез	Срез, проходящий под прямым углом к продольному с латеральной части тела разделяя его на каудальную и краниальную части.
Продольный (фронтальный) срез	Срез, проходящий вдоль длинной оси тела от одной латеральной части тела к другой, разделяя его на дорсальную и вентральную части.
Фокусировка	Формирование ультразвукового луча в целях его схождения на определенной глубине для увеличения разрешающей способности.
Частота	Количество полных ультразвуковых колебаний за 1 с, выражается в МГц.
Чувствительность	Усиление отраженных ультразвуковых волн ультразвуковой системой. Отраженным сигналам, идущим от глубокорасположенных тканей, требуется более интенсивное усиление, чем лежащим ближе к поверхности.
Эхогенность	Способность ткани (органа) отражать ультразвуковой луч.
Эхоструктуры	Структуры ткани или органы, полученные при ультразвуковом отображении.

## 14.4 АНАТОМИЧЕСКАЯ СТРУКТУРА И НЕТРАВМАТИЧНОЕ ИССЛЕДОВАНИЕ ВНУТРЕННИХ ОРГАНОВ И ТКАНЕЙ ОСЕТРОВЫХ РЫБ С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ УЗИ

### 14.4.1 Строение внутренних органов

Для успешного проведения ультразвуковой диагностики осетровых, необходимо чётко представлять анатомию исследуемой области. Детальное изложение анатомии осетровых (Гуртовой, Матвеев и Держинский, 1976) не входит в задачи данной работы, поэтому ниже будет кратко рассмотрены только некоторые вопросы, связанные с целью данного руководства.

#### 14.4.1.1 Генеративная система

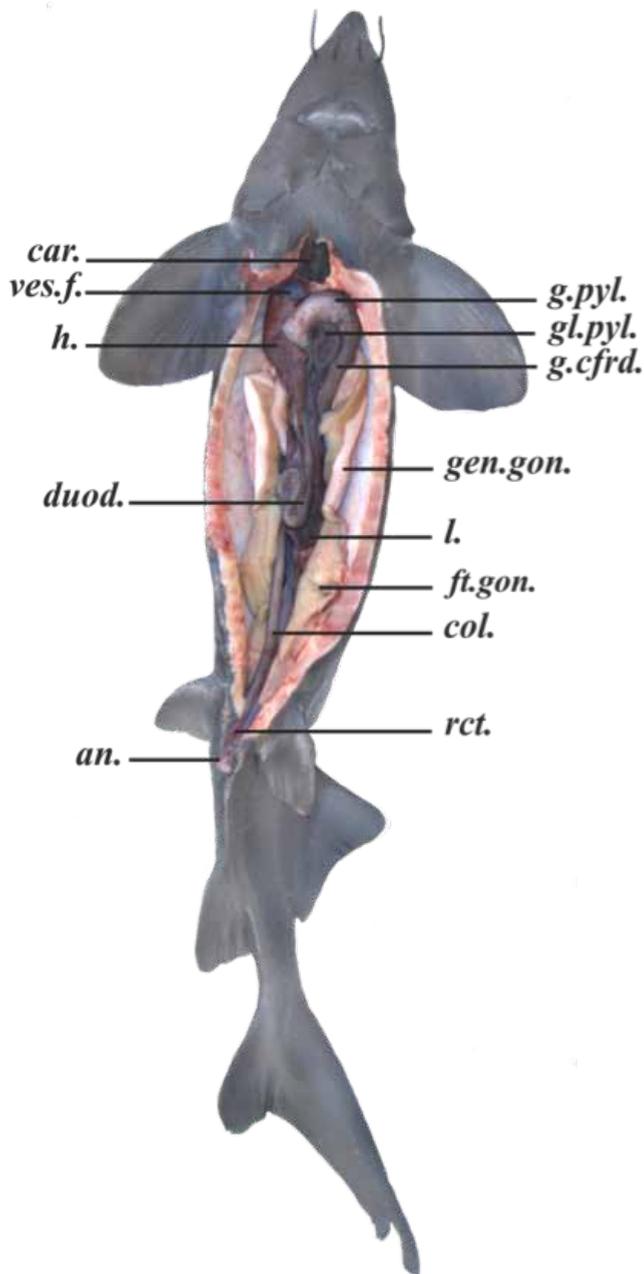
Яичники (*ovary*) представляют собой гонады самок, расположенные по бокам полости тела и крепятся к дорсальной стенке тела брюжейками. Состоят из яйцеклеток различных генераций, расположенных на яйценосных пластинах.

Семенники (*testis*) расположены справа и слева от пищеварительной системы, в отличие от яичников покрыты оболочкой из соединительной ткани и имеют дольчатое строение. По бокам у самцов и самок располагаются воронки яйцеводов, соединяющиеся с половыми протоками (Рисунок 136).

#### 14.4.1.2 Выделительная система

Почки располагаются вдоль промежуточной и спиральной кишки на спинной стороне, пронизаны кровеносными сосудами и покрыты оболочкой.

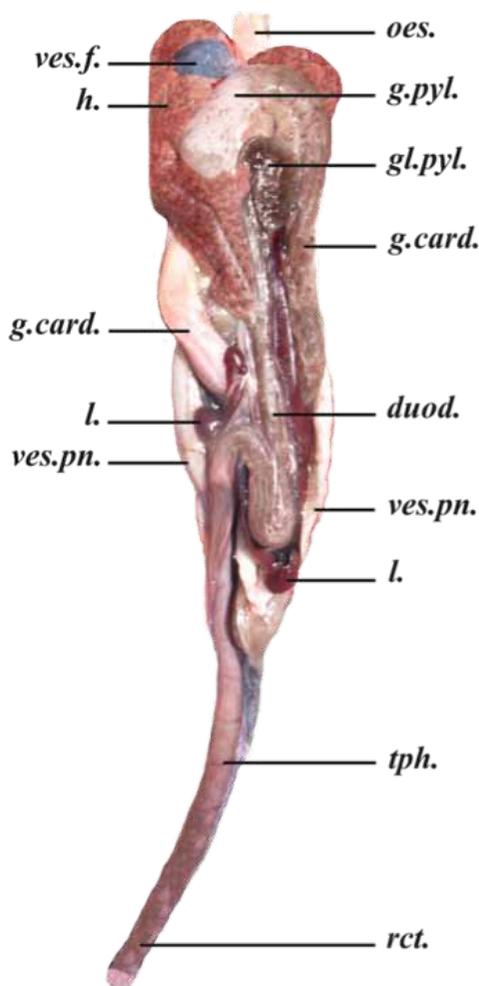
Почечные протоки функционируют как мочеточники (*ureters*) и семяпроводы (*vasefferens*). Начинаются мочеточники у переднего края почки с наружной стороны отдельными почечными канальцами, образующими общий проток, к которому присоединяется воронка яйцевода.



**Рисунок 136:** Строение внутренних органов сибирского осетра: *car.* – сердце; *ves.f.* – желчный пузырь; *h.* – печень; *gl.pyl.* – пилорическая железа; *g.pyl.* – пилорический отдел желудка; *g.cfrd.* – кардиальный отдел желудка; *gen.gon.* – генеративная часть семенника; *duod.* – двенадцатиперстная кишка; *l.* – селезёнка; *ft. test.* – жировая часть семенника; *col.* – спиральная кишка; *rct.* – прямая кишка; *an.* – анальное отверстие.

### 14.4.1.3 Пищеварительная система

По своему строению пищеварительная система осетровых занимает промежуточное положение между хрящевыми и костистыми рыбами (Рисунок 137). Особенности пищеварительного тракта, увеличивающими площадь всасывающей поверхности пищеварительного эпителия, является как система петель, образуемая кишечником (характерная для костных рыб), так и сохранение спирального клапана в области средней кишки, свойственного хрящевым рыбам (Гуртовой, Матвеев и Держинский, 1976).



**Рисунок 137:** Строение пищеварительной системы русского осетра: *oes.* – пищевод; *ves.f.* – желчный пузырь; *gl.pyl.* – пилорическая железа; *h.* – печень; *g.pyl.* – пилорический отдел желудка; *g.card.* – кардиальный отдел желудка; *duod.* – двенадцатиперстная кишка; *l.* – селезёнка; *ves.pn.* – плавательный пузырь; *tph.* – спиральная кишка; *rct.* – прямая кишка.

**Печень** – пищеварительная железа неправильной формы, разделенная на две доли: правую и левую. На правой доле печени помещается овальный желчный пузырь, который посредством желчного протока соединён с двенадцатиперстной кишкой.

Короткая глотка связана с пищеводом, который далее переходит в кардиальную часть желудка. Мускулатура построена из двух слоев, внутреннего продольного и внешнего круглого.

**Желудок** прикрыт с боков печенью так, что видна только его задняя часть. Он имеет форму сифона и состоит из двух отделов: кардиального и пилорического. В полость кардиального отдела желудка со спинной стороны впадает проток плавательного пузыря.

**Пилорический отдел желудка** соединяется с кишечником пилорическим клапаном, регулирующим сообщение желудка с передним отделом средней кишки, называемой двенадцатиперстной кишкой (*duodenum*), имеющей характерный ячеистый рельеф слизистой оболочки и отделенной от спиральной кишки кольцевой складкой – клапаном.

Пилорические придатки погружены в соединительную ткань, окружённую серозной оболочкой, и образуют одно компактное образование «бобовидной» формы – пилорическую железу (*glandula pylorica*), имеющую выход в средний отдел кишечника.

Анализ строения пищеварительной системы всех представителей осетровых (Артюхин, 2008) показал, что желудок большинства бентосоядных видов рода *Acipenser* в препилорической части образует толстостенное «бульбообразное» расширение (камеру), предназначенное для дробления раковин моллюсков. Морские виды рода *Acipenser* (*A. sturio*, *A. oxyrinchus*, *A. medirostris*, *A. transmontanus*, *A. sinensis*) с переходом на хищнический образ жизни вторично утратили эту особенность и имеют строение пищеварительного тракта, как у хищников рода *Huso* белуги (Рисунок 138) и калуги (Artyukhin, 1995).



**Рисунок 138:** А - желудок персидского осетра на срезе (Артюхин, 2008), Б - желудок одомашненной формы белуги – «бульбообразное» расширение (показано стрелками) не выражено (маточное стадо ЮФ ФГУП «ФСГЦР», Краснодар, Россия).

**Поджелудочная железа** (*pancreas*) – расположена вдоль правой стороны, частично заходя с левой стороны двенадцатиперстной кишки. Передний её конец находится в тесном контакте с лопастями правой доли печени и дополнительной долей селезёнки. У крупных осетровых можно различить отдельные лопасти поджелудочной железы. Одна расположена вдоль наружной стенки двенадцатиперстной кишки, другая, подходящая к центральной доле печени, – по внутреннему её краю.

**Двенадцатиперстная кишка** (*duodenum*) – начинается около пилорической железы, идёт вниз до середины тела, загибаясь вверх, и, делая петлю до нижнего края правой доли печени или до пилорической железы, вновь поворачивает налево вниз, переходя в спиральную кишку.

**Спиральная кишка** (*colon*) – отдел кишечника, имеющий толстые мускулистые стенки. Она образуется скрученностью кишечной трубки и созданием внутри неё закрученной складки слизистой оболочки. Число витков спиральной складки колеблется от 5 до 10 у различных видов осетровых. Помимо крупных складок на внутренних стенках кишки находятся мелкие, переходящие в гладкие стенки задней кишки.

**Прямая кишка** (*rectum*) характеризуется значительно развитым кольцевым слоем мускулатуры, заканчивается анальным отверстием.

**Анальное отверстие** (*anus*) – переднее из четырёх (анальное отверстие, две малые абдоминальные поры, расположенные по бокам, и заднее – половое) отверстий, расположенных позади брюшных плавников.

#### **14.4.1.4 Другие внутренние органы**

**Плавательный пузырь**, занимающий всю дорзальную область брюшной полости, представляет собой полый мешок, который плотно срастается верхней стенкой с брюшиной. Плавательный пузырь у всех осетровых сообщается каналом с пищеварительной трубкой.

**Селезёнка** – железистый орган V-образной формы, огибающий слева и справа петлю двенадцатиперстной кишки и подстилающий её. Селезёнка делится на две доли: основную и добавочную. Добавочная доля прилегает непосредственно к печени и поджелудочной железе.

## **14.5 НЕТРАВМАТИЧНОЕ ИССЛЕДОВАНИЕ ОРГАНОВ И ТКАНЕЙ С ПОМОЩЬЮ МЕТОДА УЗИ ДИАГНОСТИКИ**

### **14.5.1 Порядок сканирования**

Нетравматичное ультразвуковое экспресс исследование гонад осетровых рыб проводится во фронтальной (продольной) или поперечной плоскостях. При проведении диагностики датчик плотно прижимается к поверхности тела в районе 3–4-й брюшных жучек (счет ведется от брюшных плавников) так, чтобы один край датчика находился прямо над жучками (Рисунок 139).



**Рисунок 139:** Правильное положение датчика при сканировании в продольной (фронтальной) плоскости. Датчик передвигается в направлении от хвоста к голове и обратно.

Периодическими наклонами датчика влево-вправо (Рисунок 140) определяется оптимальный продольный разрез. Далее датчик медленно перемещается в выбранной плоскости в направлении головы. При этом, исследование проводится вдоль всей гонады.



**Рисунок 140:** Правильное положение датчика при сканировании в поперечной плоскости.

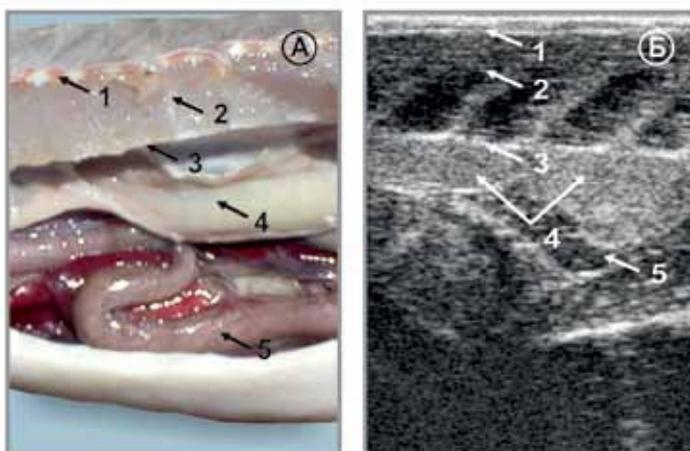
#### 14.5.2 Особенности визуализации органов при продольном сканировании

При продольном сканировании видны следующие ткани и органы в порядке от сканирующей поверхности датчика (**Рисунок 141**):

1. кожа – в виде тонкой гиперэхогенной зоны и подкожная жировая клетчатка в виде узкой (2-3 мм) зоны средней эхогенности;
2. мышечная ткань – широкая зона смешанной эхогенности. Собственно мышечная ткань – зона средней яркости (пересекаемая

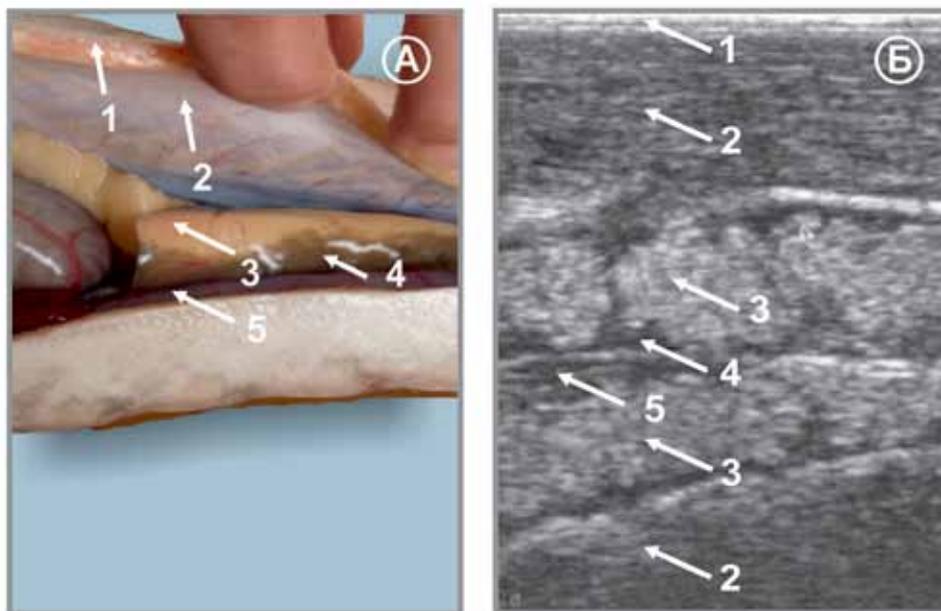
горизонтально полосами смешанной эхогенности), которая чередуется с межмиотомными перегородками из соединительной ткани (на мониторе выглядят как наклонные, почти вертикальные, более яркие, чем мышцы, узкие полосы);

3. серозная оболочка брюшной полости – выглядит как яркая ровная четкая граница;
4. гонады – половые железы самок и самцов по-разному визуализируются на экране УЗИ-сканера, в зависимости от их эхоструктуры:
  - могут иметь оболочку (у самцов) и иметь сложную структуру эхогенности: гиперэхогенную, гипозэхогенную, анэхогенную или смешанную эхогенность (более подробное описание см. в Главе 4);
  - у гонад самцов отмечается структура однородной эхогенности, заключённая в яркую гиперэхогенную оболочку, диагностируемую по всей длине;
  - гонады самок – структуры смешанной эхогенности, без чётких границ (оболочек) и при динамическом изучении визуализируются в виде наплывающих облакообразных структур;
5. кишечник имеет вид продольной трубчатой структуры с четким содержимым, состоящей из двух слоев, внешнего гипозэхогенного и внутреннего гиперэхогенного. Газ в кишечнике визуализируется как гиперэхогенная структура неправильной формы и акустической тенью в нижерасположенных органах, более детальное описание дано в 14.6.1.4).



**Рисунок 141:** Расположение органов и тканей в теле самца русского осетра: А – вид в разрезе; Б – эхограмма, продольный срез (1 – кожа и подкожная жировая клетчатка; 2 – мышечная ткань; 3 – серозная оболочка брюшной полости; 4 – гонада; 5 – кишечник).

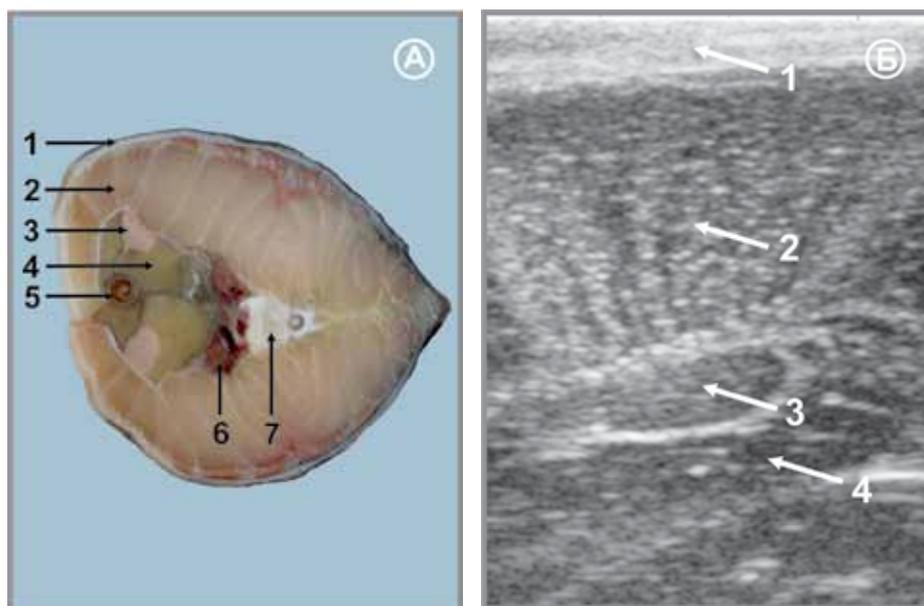
У рыб небольших размеров (до 4 кг) под гонадой просматривается (с другой стороны) вторая гонада и даже мышцы и кожа в обратном порядке (Рисунок 142).



**Рисунок 142:** Расположение органов в теле самки русского осетра: А – вид в разрезе; Б – эхограмма, продольный срез (1 – кожа и подкожная жировая клетчатка; 2 – мышечная ткань; 3 – гонада; 4 – жир гонады; 5 – кишечник).

### 14.5.3 Особенности визуализации органов при поперечном сканировании

При поперечном сканировании меняется расположение органов на экране монитора (Рисунок 143).



**Рисунок 143:** Локализация внутренних органов и тканей в теле самца сибирского осетра: А – поперечный срез; Б – эхограмма, поперечный срез (1 – кожа и подкожная жировая клетчатка; 2 – мышечная ткань; 3 – гонада; 4 – жир гонады; 5 – кишечник; 6 – почка; 7 – нотохорда).

Кожа, подкожная клетчатка, мышечная ткань и серозная оболочка брюшной полости визуализируются так же, как и при продольном сканировании.

Генеративная часть семенника имеет овально-миндалевидную форму, заключённую в чёткую гиперэхогенную оболочку с внутренней эхооднородной структурой и располагается (в отличие от яичника у самок) непосредственно под мышечной тканью. На второй стадии развития семенников генеративная ткань частично (II, II полужировая, II-III) или полностью (II жировая) окружена жировой тканью, которая на экране монитора выглядит как гипозоногенная (тёмная, почти чёрная) зона. Ткань яичников (область смешанной эхогенности) не примыкает к мышцам, не имея четких границ. На некоторых стадиях эта область может быть отделена от мышечной ткани гиперэхогенной жировой тканью (Рисунок 144).



**Рисунок 144:** Эхограмма поперечного среза самки русского осетра: 1 – кожа и подкожная жировая клетчатка; 2 – мышечная ткань; 3 – яичник; 4 – жир яичника.

При небольших размерах рыб при поперечном сканировании хорошо визуализируются кишечник, хорда и почки.

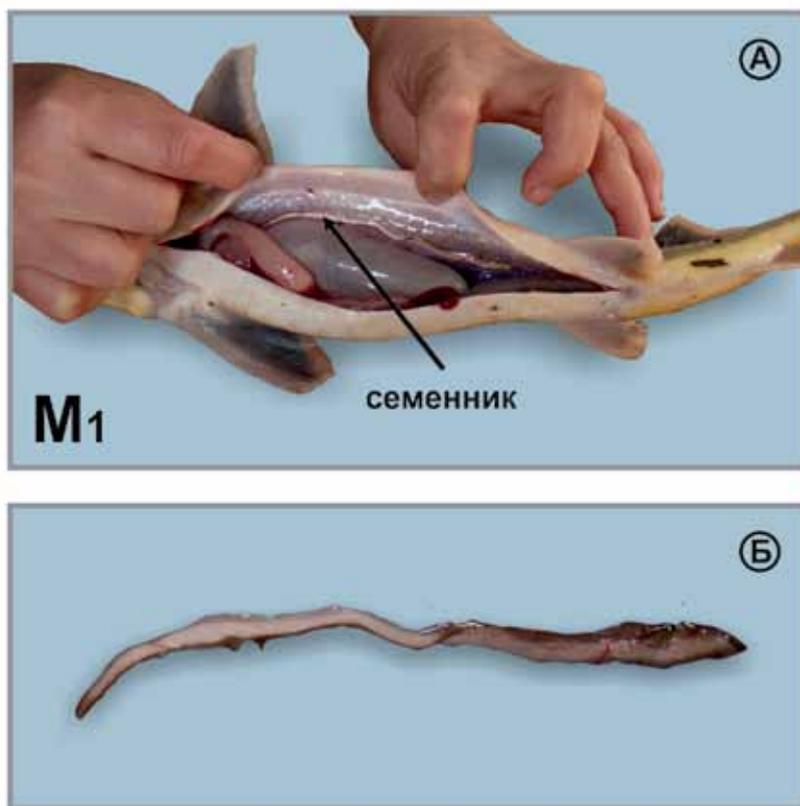
#### **14.6 РАННЕЕ ОПРЕДЕЛЕНИЕ ПОЛА И СТАДИЙ ЗРЕЛОСТИ ОСЕТРОВЫХ С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ НЕТРАВМАТИЧНОГО ЭКСПРЕСС-МЕТОДА УЗИ**

Для описания стадий зрелости гонад осетровых рыб используется шкала зрелости, разработанная Трусовым (1972) для русского осетра. Ниже приводится краткое описание особенностей различных стадий развития семенников и яичников, которые важны для последующего анализа эхографических изображений гонад.

##### **14.6.1 Анализ УЗИ изображений семенников на различных стадиях зрелости**

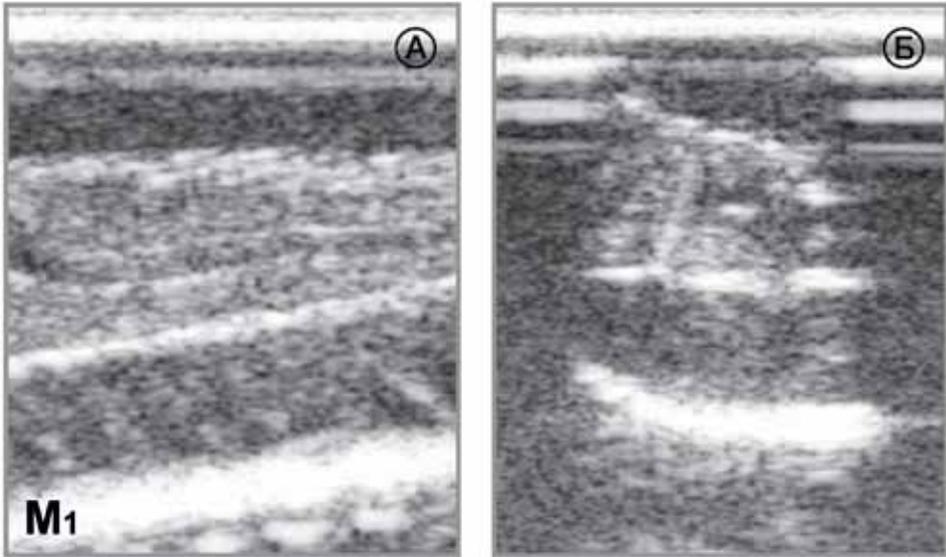
###### ***14.6.1.1 Самцы I стадия зрелости (M1)***

Семенники представляют собой тонкие тяжи беловато-серого или светло-розового цвета (Рисунок 145). В начале стадии, они, в основном, состоят из соединительной ткани, к концу стадии ширина семенника достигает 5–7 мм. Жировая часть семенника практически отсутствует, генеративная ткань имеет молочно-белый цвет.



**Рисунок 145:** Семенники стерляди I стадии зрелости (M1) самца. Возраст – 1 год; длина (L/l) – 41,0/33,0 см; вес – 0,25 кг. Семенники: длина – 8,7/8,7 см; ширина – 0,4 см. А – локализация семенника в теле рыбы; Б – вид семенника.

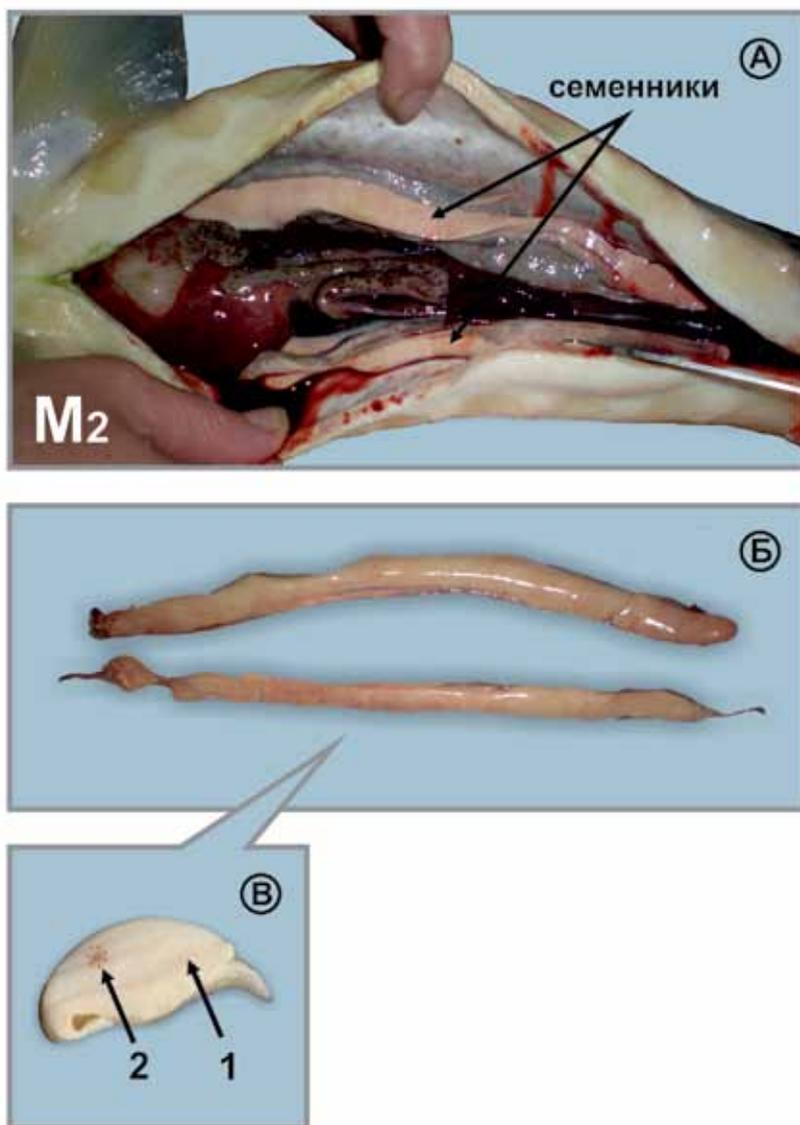
При УЗИ-сканировании самцов I стадии зрелости (Рисунок 146) генеративная ткань семенников из-за малых размеров не визуализируются.



**Рисунок 146:** Эхограммы семенников стерляди первой стадии зрелости (M1): А – продольный срез; Б – поперечный срез (гонады данной особи представлены на рисунке 145).

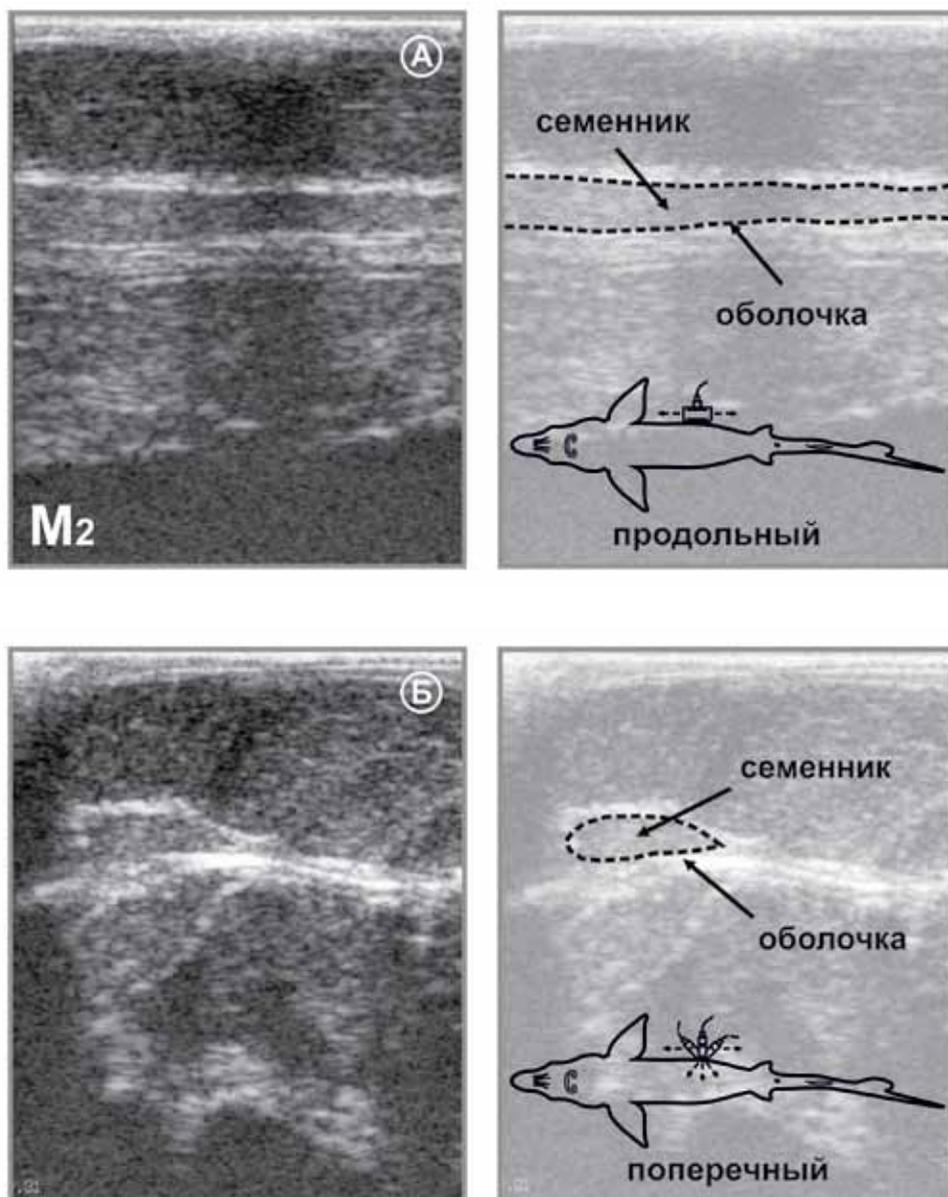
#### *14.6.1.2 Самцы II стадии зрелости (M2)*

Семенники II стадии зрелости хорошо различимы, имеют, как правило, розовато-белый цвет (Рисунок 147). Ширина генеративной ткани семенников у рыб, созревающих впервые, составляет 0,3–0,6 см, а у повторно созревающих – 1,0–1,5 см. Общая ширина (вместе с жировой частью) составляет у созревающих впервые – около 1,5 см, у повторно созревающих – до 3,5 см. Это позволяет отличать повторно созревающих самцов.



**Рисунок 147:** Семенники II стадии зрелости (M2) русского осетра. Возраст – 2 года; длина (L/l) – 75,0/65,0 см; вес – 1,9 кг; Семенники: вес – 25,0 (15,0/10,0) г; длина – 23,0/20,0; ширина – 1,5 см. А – локализация семенников в теле рыбы; Б – вид семенников; В – поперечный срез семенника (1 – генеративная ткань; 2 – кровеносный сосуд).

Начиная со II стадии развития, генеративная часть гонады самцов легко идентифицируется при продольном и поперечном сканировании (Рисунок 148). Генеративная часть гипозоогенна и имеет чёткие границы. Жировая часть не развита или незначительно развита с медиальной стороны и практически не визуализируется. Края гонады плавно изогнуты, при этом хорошо просматривается яркая гиперзоогенная оболочка семенника.

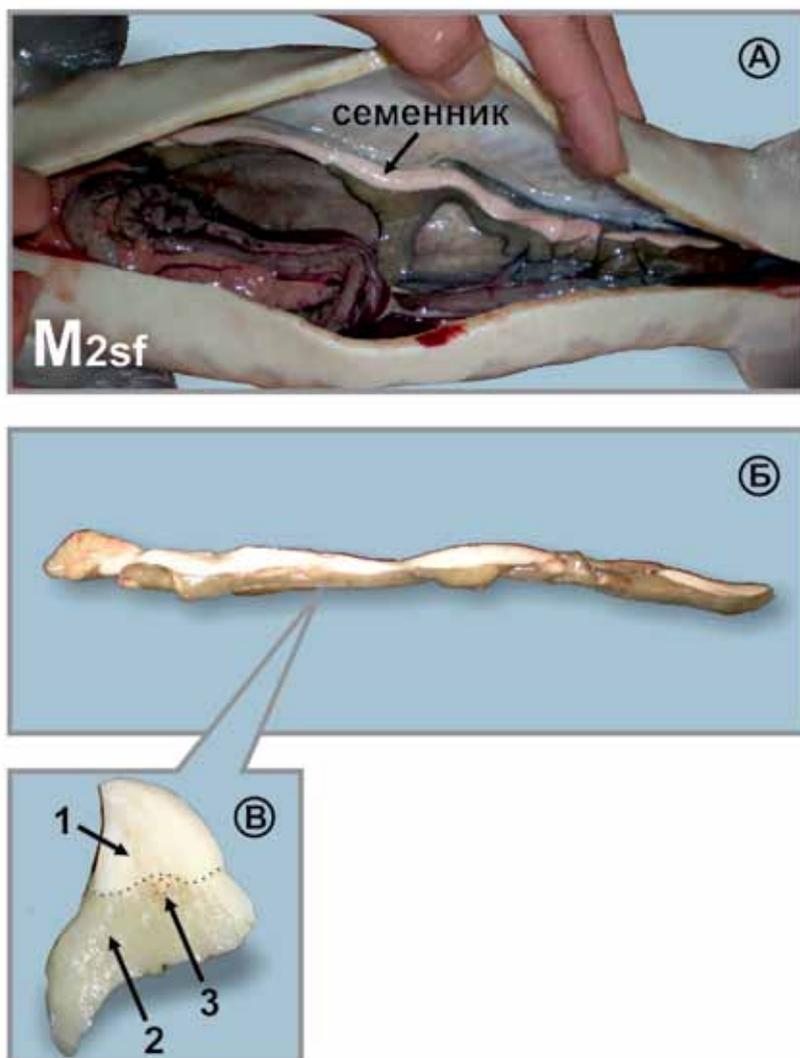


**Рисунок 148:** Эхограммы семенников русского осетра второй стадии зрелости (M<sub>2</sub>): А - продольный срез, Б - поперечный срез (гонады данной особи представлены на рисунке 147).

#### 14.6.1.3 Самцы II полужировая стадия (M<sub>2sf</sub>)

Накопление жира начинается с медиальной стороны и постепенно распространяется к латеральной стороне (Рисунок 149). Состояние, когда генеративная часть гонады наполовину ее толщины покрыта жиром (и видна

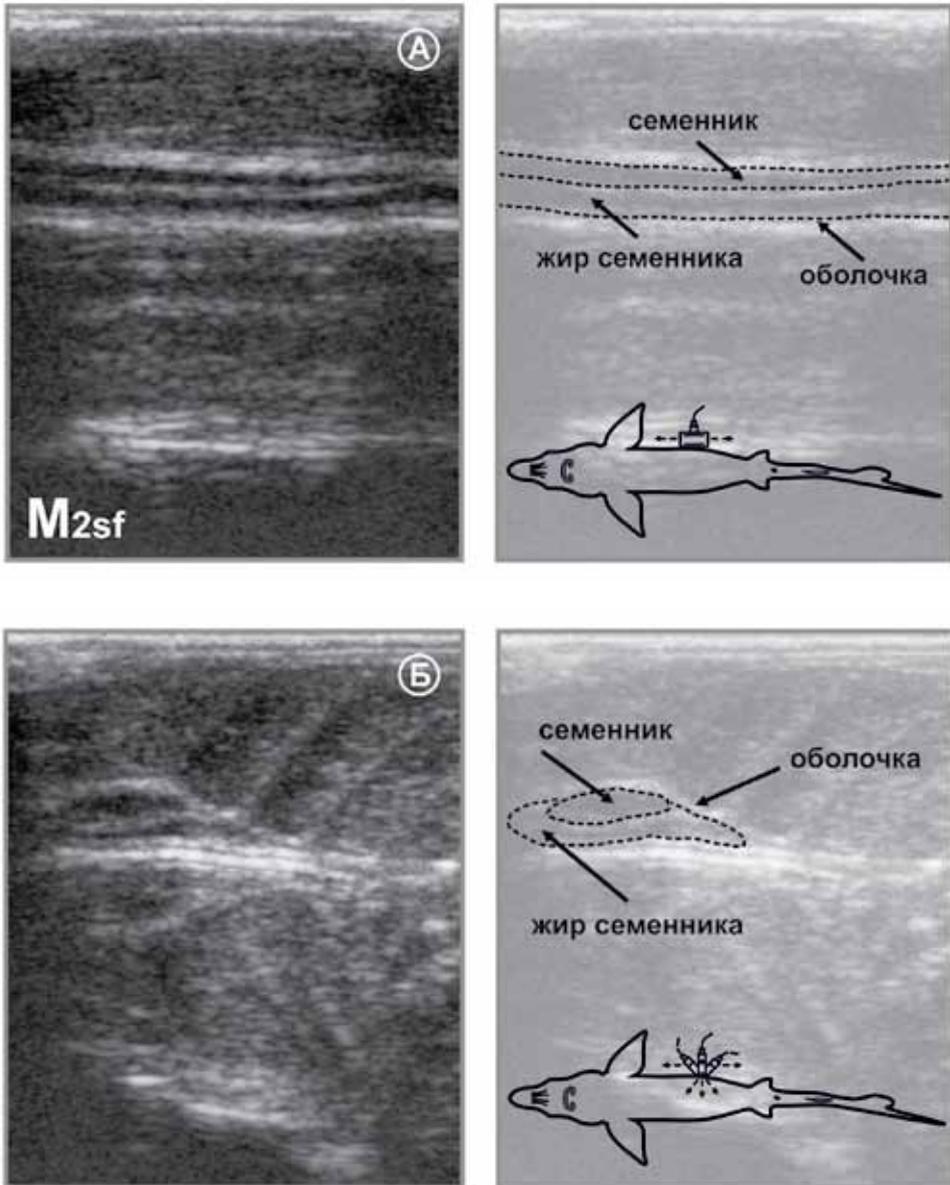
только с латеральной стороны) считается II полужировой стадией. Ширина 0,2–2,5 см (вместе с жиром 1,0–5,0 см), цвет варьирует от розово-белого до белого.



**Рисунок 149:** Гонады сибирского осетра II полужировой стадии зрелости (M2sf). Возраст – 2 года; длина – (L/l) 78,0/67,0 см; вес – 2 кг. Семенники: длина – 28,5/28,5 см; вес – 20,0 (10,0/10,0) г; ширина (общая/генеративная ткань) – 1,3/0,6 см. А – локализация семенника в теле рыбы; Б – вид семенника; В – поперечный срез семенника (1 – генеративная ткань; 2 – жир семенника; 3 – кровеносный сосуд).

На II полужировой и II жировой стадиях развития генеративная часть семенника увеличивается незначительно. Общий объём гонады увеличивается за счёт накопления жира. В связи с накоплением жира в генеративной части

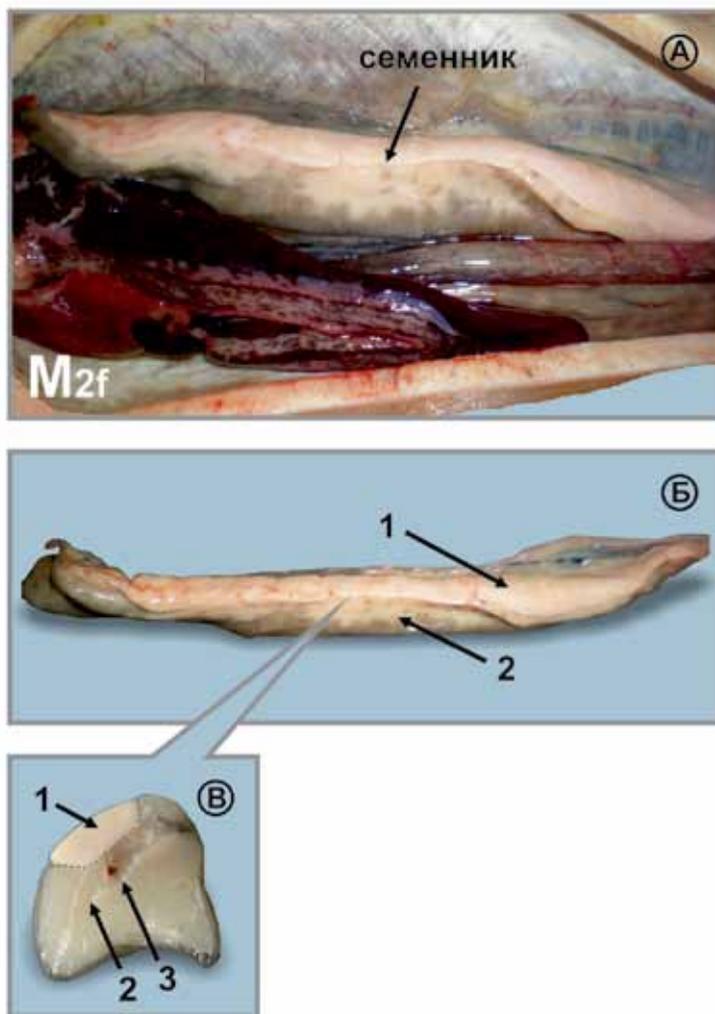
гонады цвет генеративной и жировой части на эхограмме практически идентичен. Ткань семенников на стадии M2sf (Рисунок 150) гипозоогенна, на экране визуализируется как тёмные зоны, разделенные между собой светлой полосой (граница жировой и генеративной тканей).



**Рисунок 150:** Эхограммы семенника сибирского осетра II полужировой стадии зрелости (M2sf): А - продольный срез, Б - поперечный срез (гонады данной особи представлены на рисунке 149).

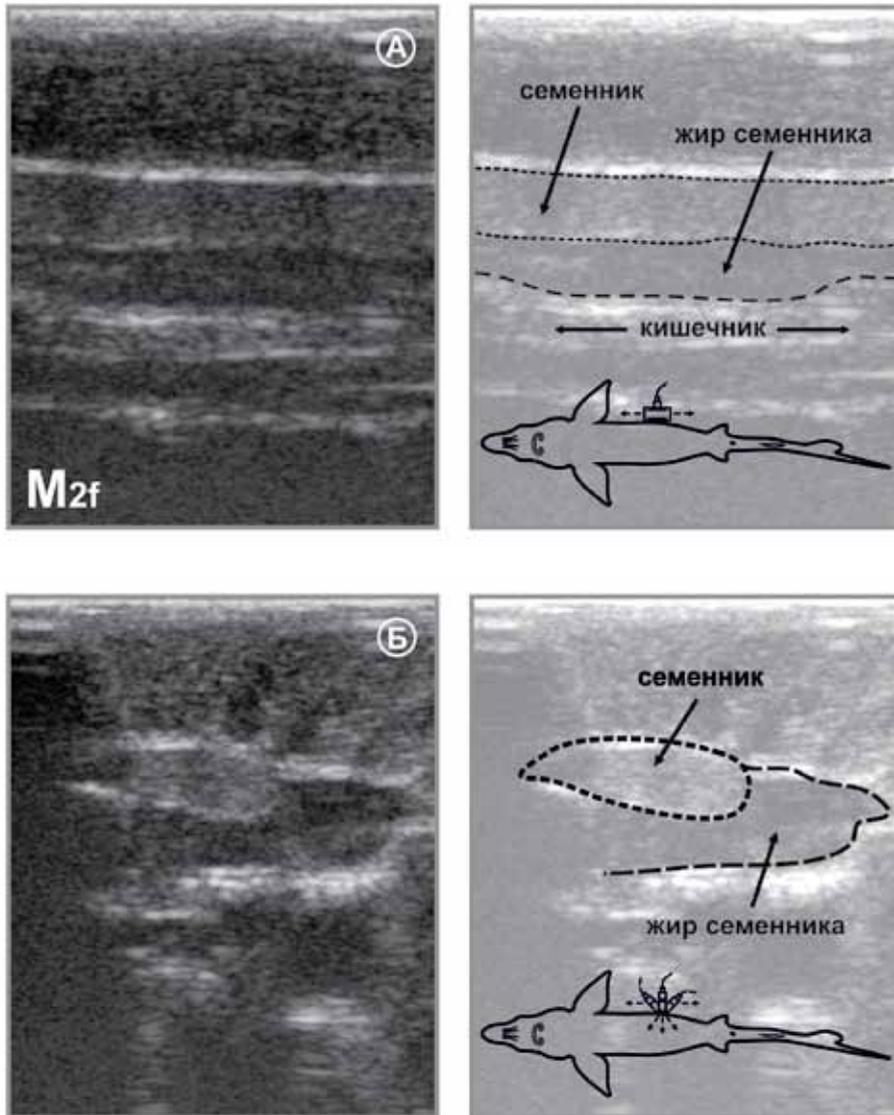
#### 14.6.1.4 Самцы II жировая стадия (M2f)

На этой стадии одновременно с отложением жира в семенниках происходит накопление его и в мышцах. В полости тела жир откладывается в виде тяжей, которые затем сливаются в сплошную массу, увеличиваются в ширину и толщину. В процессе развития от II до II жировой стадии масса семенников увеличивается в 5–10 раз (за счёт жира). Масса жира составляет 80–95% от массы гонады. Визуально генеративная часть полностью закрыта жиром (Рисунок 151).



**Рисунок 151:** Семенники русского осетра II жировой стадии зрелости (M2f). Возраст – 2 года; длина (L/l) – 81,5/69,5 см; вес – 2 кг. Семенники: вес – 45,0 (20,0 / 25,0); длина – 23,0/23,5 см; ширина (общая/генеративная ткань) – 2,3/0,7 см. А – локализация семенника в теле рыбы; Б – вид семенника (1 – генеративная ткань; 2 – жир семенника); Б – поперечный срез семенника (3 – кровеносный сосуд).

Эхогенность генеративной ткани по сравнению со II и II полужировой генеративная часть незначительно увеличивается, поэтому семенник становится хорошо различим. Генеративная часть семенника приобретает однородную мелкозернистую структуру (на эхограмме – серого цвета) и отделена от жировой (гипоэхогенной, темной) гиперэхогенной границей, визуализирующейся в виде яркой белой линии. На поперечном срезе видно, что семенник вплотную прилегает к боковым мышцам (Рисунок 152).

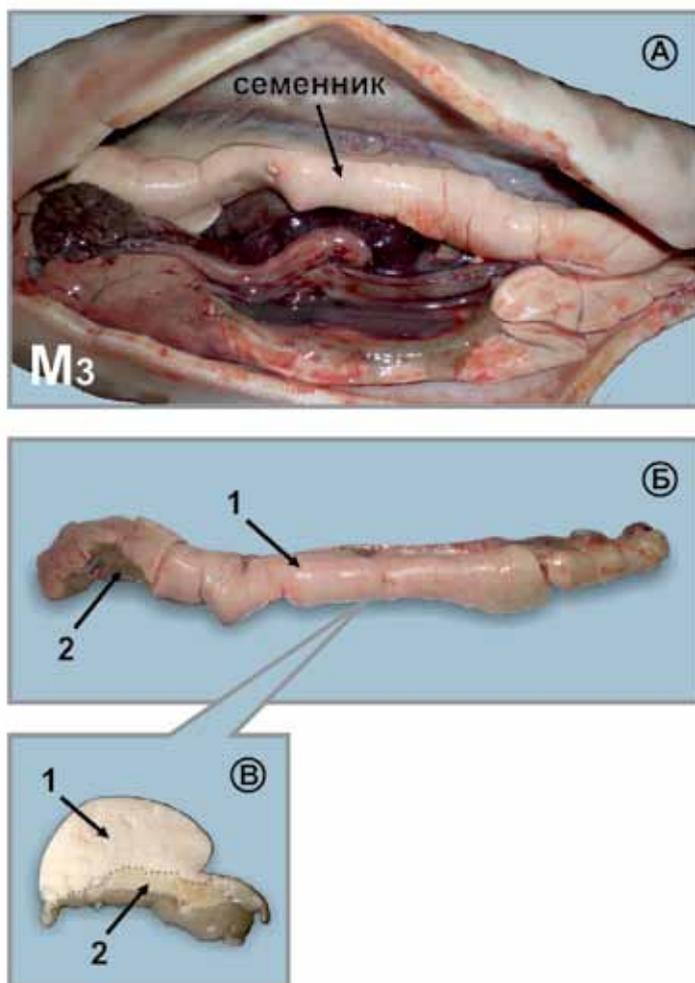


**Рисунок 152:** Эхограммы семенника русского осетра II жировой стадии зрелости (M2f) А - продольный срез, Б - поперечный срез (гонады данной особи представлены на рисунке 151).

Начиная со второй стадии зрелости, самцы на эхограммах легко и надежно идентифицируются.

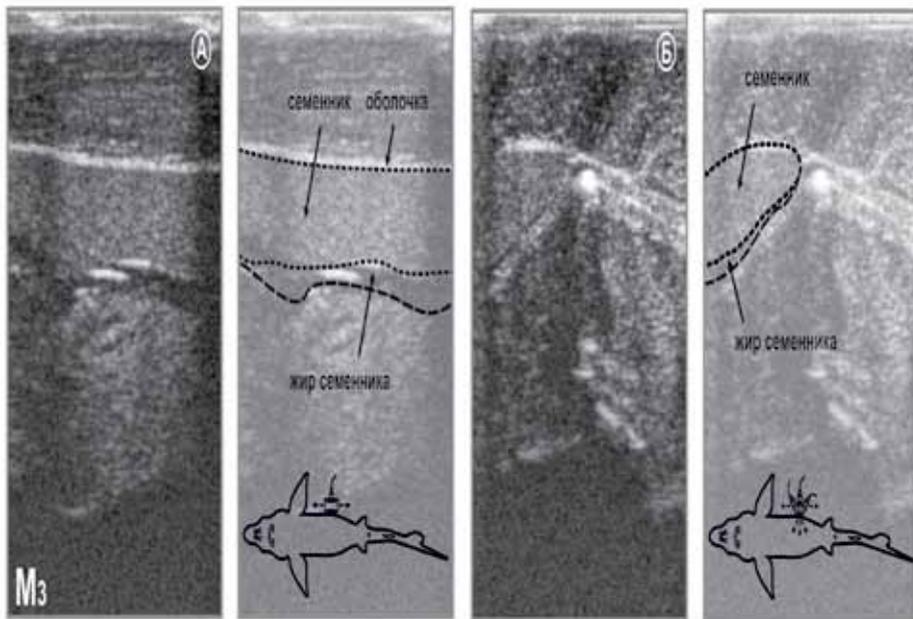
#### 14.6.1.5 Самцы III стадии зрелости (M3)

Данная стадия зрелости – очень непродолжительна. Жир почти полностью расходуется для формирования половых клеток (сперматогоний и сперматоцитов), а генеративная часть железы значительно увеличивается. (Рисунок 153). На поверхности семенника ярко выражена сетка кровеносных сосудов. При этом типичным для данной стадии является покраснение (гиперемия) семенника.



**Рисунок 153:** Семенники русского осетра III стадии зрелости (M3). Возраст – 2 года; длина (L/L) – 81,0/68,5 см; вес – 2 кг. Семенники: вес – 55,0 (27,5/ 27,5) г; длина – 18,0/18,0 см; ширина (общая/генеративная ткань) – 2,5/2,0 см. А – локализация семенников в теле рыбы; Б – вид семенника (1 – генеративная ткань; 2 – жир семенника); В – поперечный срез семенника.

За счет высокого темпа роста семенников в период прекращения линейного роста тела (обычно, в период зимовки рыб) на эхограмме (Рисунок 153) они выглядят “смятыми” или “дольчатыми” с плавно изгибающимися краями или в виде отдельных округлых гиперэхогенных однородных структур. На стадии III (M3) эхогенность генеративной части семенника значительно усиливается (Рисунок 154). На эхограмме семенники выглядят как однородная мелкозернистая структура светло-серого (иногда почти белого) цвета с чёткими гиперэхогенными границами. В некоторых случаях, хорошо визуализируются две ярко выраженные гиперэхогенные линии – границы гонады и линии брюшины.

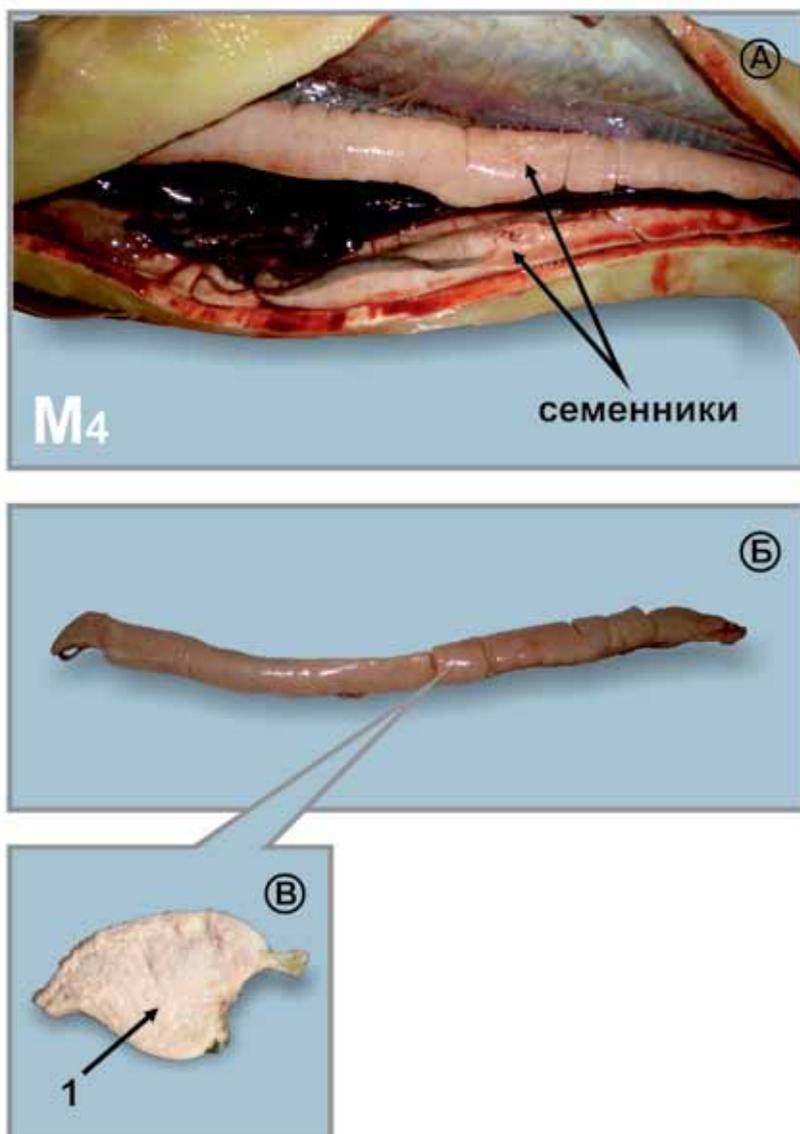


**Рисунок 154:** Эхограммы продольного и поперечного срезов семенника сибирского осетра третьей стадии зрелости (M3) (гонады данной особи представлены на рисунке 153).

Генеративная часть семенника плотно прилегает к мышцам. С латеральной стороны гонады жир полностью отсутствует, оставаясь в небольшом количестве с медиальной стороны и выглядит на эхограмме, как тонкая гипозэхогенная полоса.

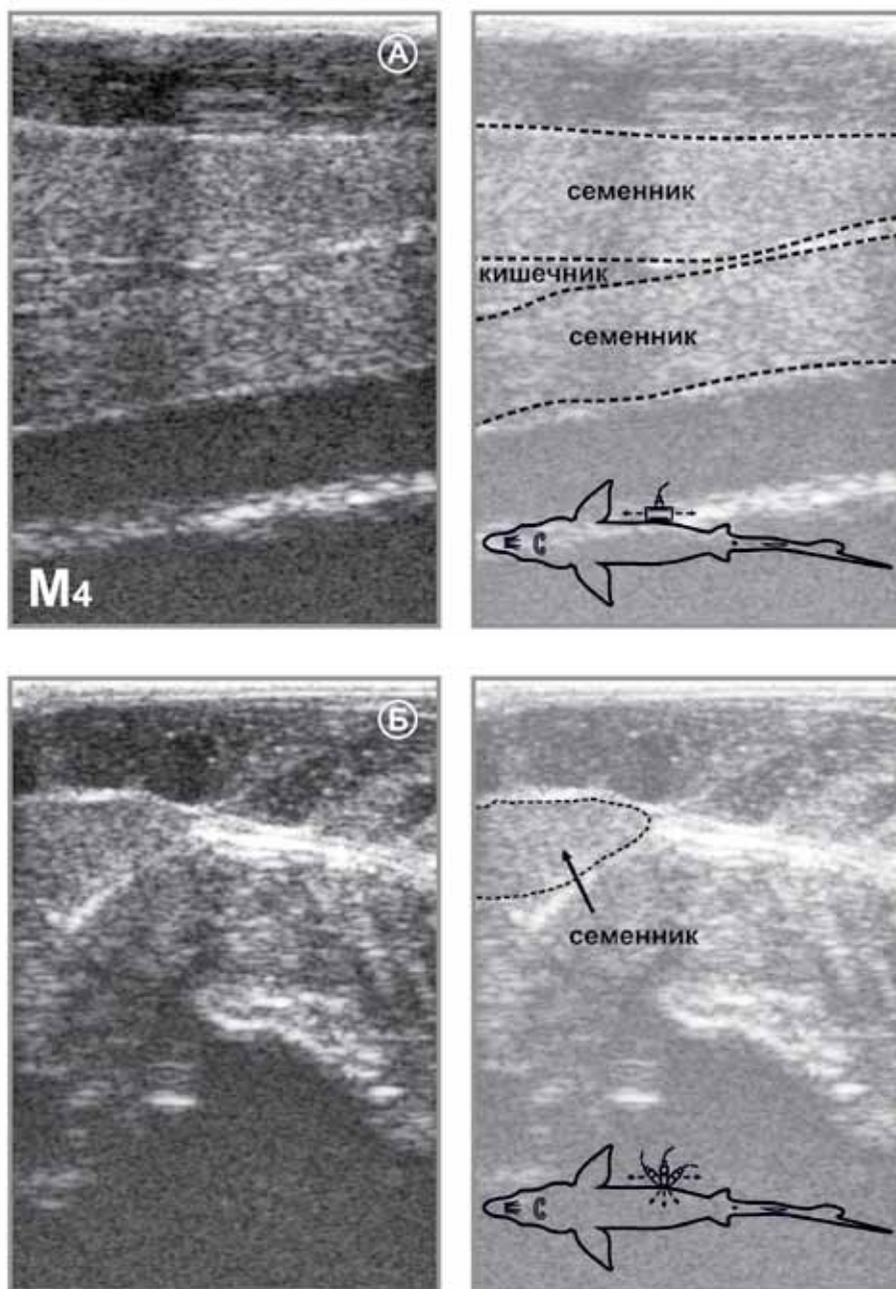
#### **14.6.1.6 Самцы IV стадии зрелости (M4)**

На данной стадии завершается процесс сперматогенеза. Семенники приобретают светлый, почти молочный цвет и полностью лишены жира (Рисунок 155). Поверхность семенника становится блестящей, “словно покрыта тонким слоем воска” (Трусов, 1972).



**Рисунок 155:** Семенники русского осетра IV стадии зрелости (M4). Возраст – 2 года; длина (L/l) – 76,0/66,0 см.; вес – 1,9 кг. Семенники: вес – 65,0 (32,5/ 32,5) г; длина – 28,5/28,5 см; ширина – 1,9 см. А – локализация семенников в теле рыбы; Б – вид семенника; В – поперечный срез семенника (1 – генеративная ткань).

На эхограмме (Рисунок 156) семенники IV стадии визуализируются как яркая гиперэхогенная мелкозернистая однородная структура с четкими яркими краями и хорошо выраженными оболочками, которые отчетливо видны на срезах.

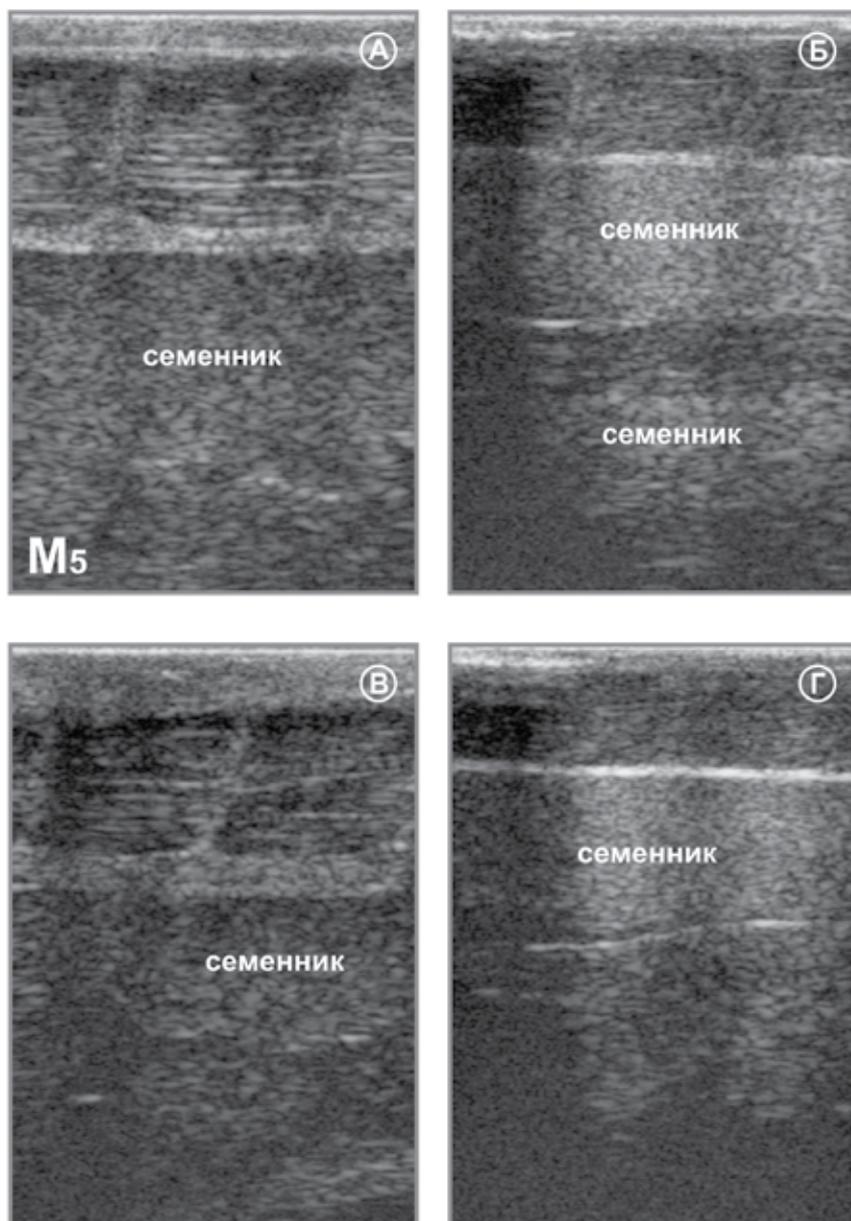


**Рисунок 156:** Эхограммы семенника русского осетра IV стадии зрелости (M4). А - продольный срез, Б - поперечный срез (гонады данной особи представлены на рисунке 155).

На IV стадии зрелости гиперэхогенность семенников достигает максимального значения. По степени яркости изображения семенника можно судить о степени зрелости и готовности самца к нересту.

#### 14.6.1.7 V стадия зрелости (M5)

В период нереста экзогенность генеративной части гонады несколько снижается (темнеет) в результате образования семенной жидкости (Рисунок 157). Медиальная граница семенника “размывается” и в отдельных случаях может не просматриваться.

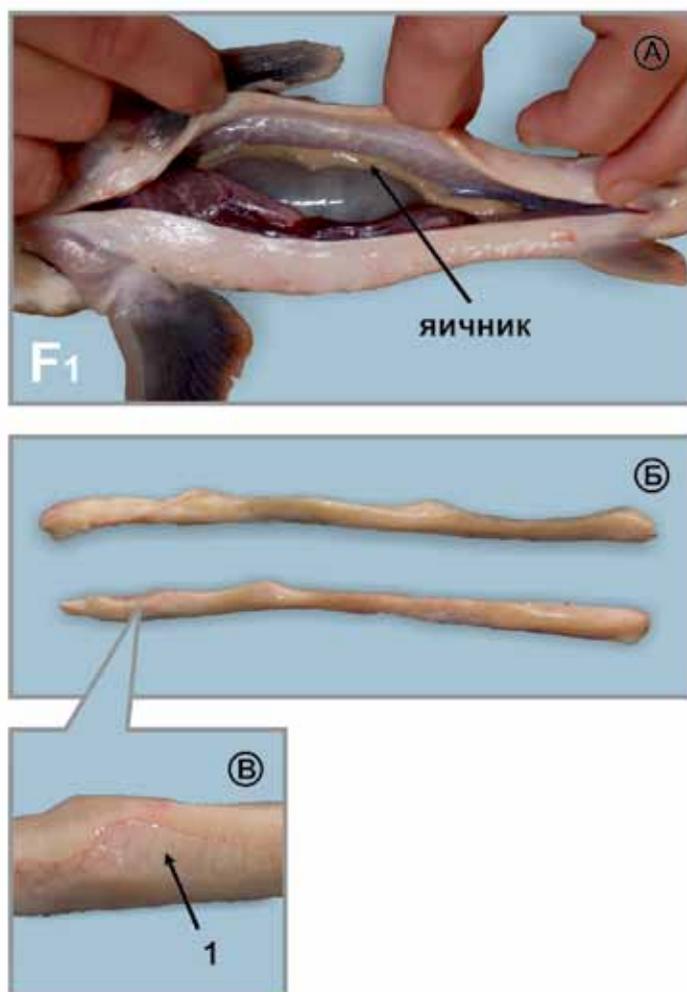


**Рисунок 157:** Эхограммы продольных срезов семенников зрелых самцов (M5): А – белуга; Б – севрюга (различима вторая гонада с полностью размытыми границами); В – русский осетр; Г – шип.

## 14.6.2 Анализ УЗИ изображений яичников на различных стадиях зрелости

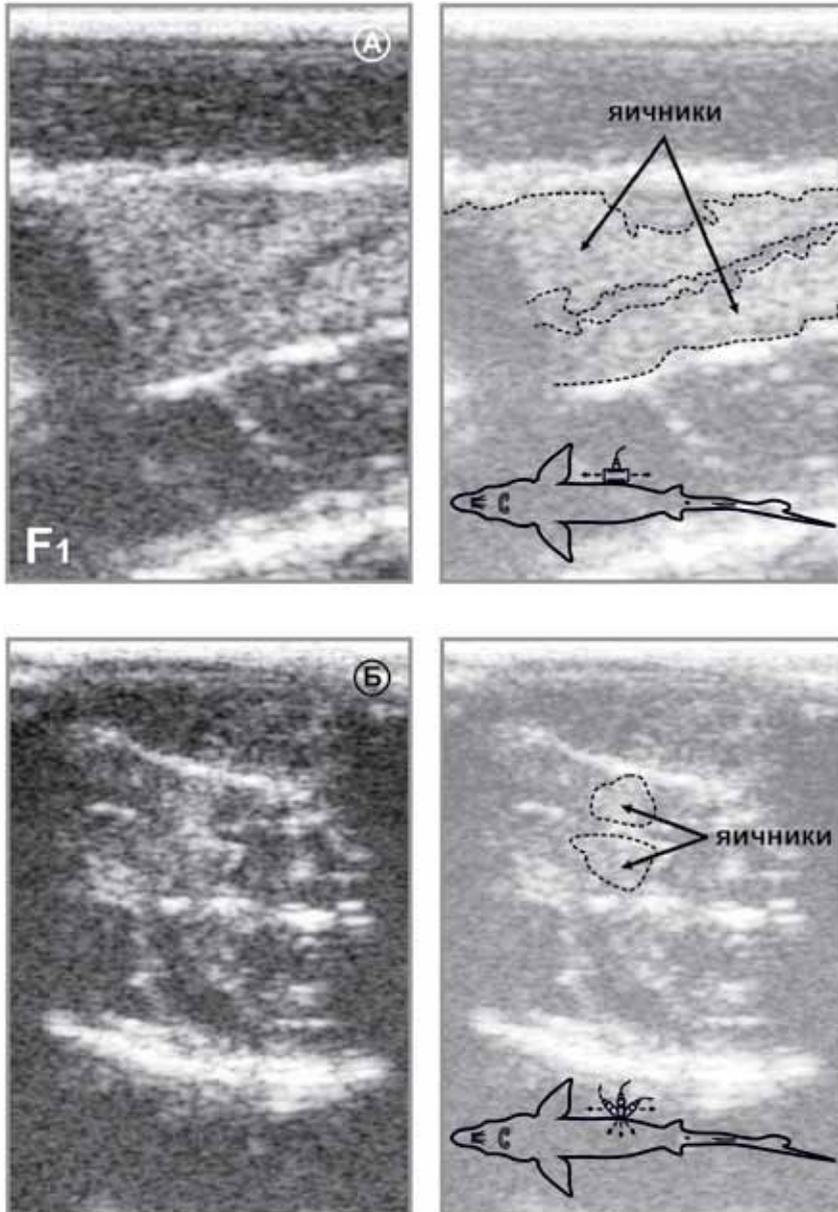
### 14.6.2.1 Самки I стадии зрелости (F1)

Первая стадия развития яичников осетровых рыб характеризуется появлением на латеральной стороне гонады продольной щели-борозды, более заметной в каудальной части (Рисунок 158). Половые клетки самок группируются в области щели, позднее по всей ее длине начинается формирование поперечных яйценосных пластин (Зубова, 1971; Персов, 1975).



**Рисунок 158:** Эхограммы яичников стерляди I стадии зрелости (F1). Возраст – 8 месяцев; длина (L/l) – 41,0/35,0 см; вес – 0,22 кг;. Яичники: длина – 9,6/10,0 см; ширина – 0,4 см. А – локализация яичника в теле рыбы; Б – вид яичников; В – увеличенный фрагмент яичника (1 – продольная щель-борозда).

На эхограмме яичников I стадии зрелости (Рисунок 159), в отличие от семенников, достаточно хорошо визуализируется генеративная часть гонады. При продольном сканировании гонада выглядит как неоднородная зернистая структура смешанной эхогенности неправильной формы, без оболочки. При поперечном срезе просматриваются обе гонады, но размеры их незначительны.



**Рисунок 159:** Эхограммы яичников стерляди I стадии зрелости (F1): А - продольный срез, Б - поперечный срез (гонады данной особи представлены на рисунке 158).

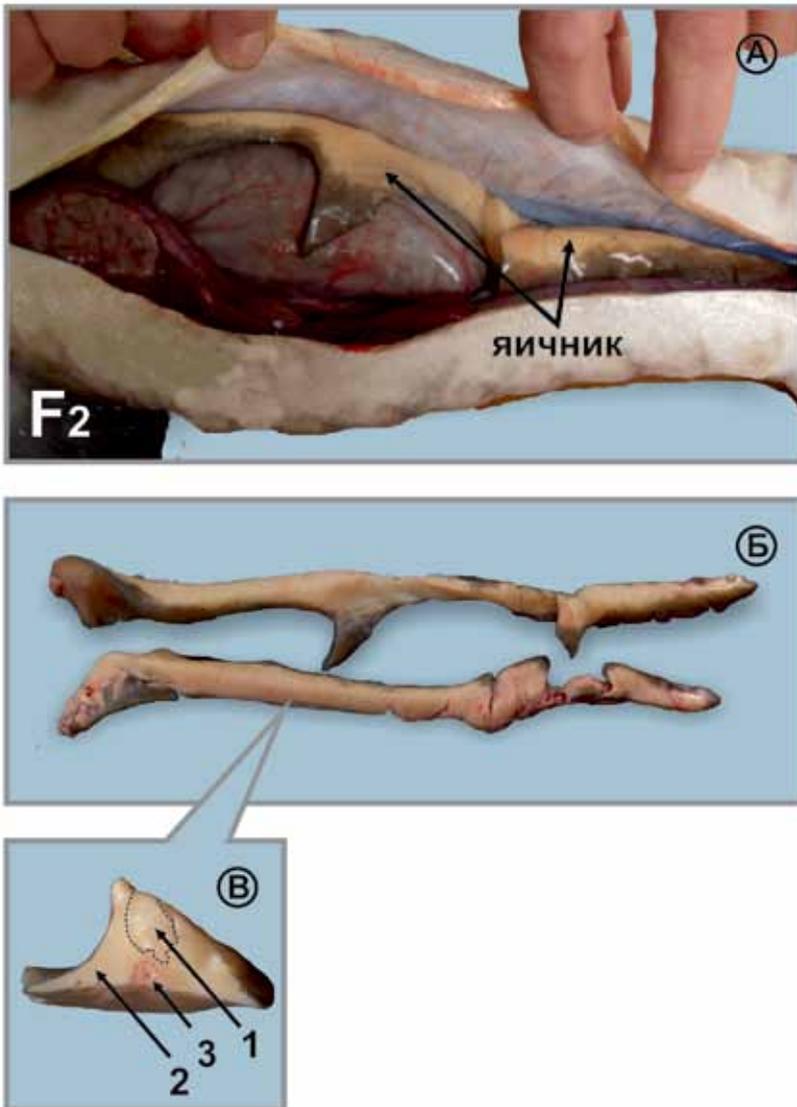
Преобладание в гонаде генеративной ткани повышенной экзогенности является причиной ошибочного отнесения самок в завершающей фазе I стадии зрелости к самцам. Чтобы избежать подобных ошибок в определении пола, особое внимание следует обратить на характер края гонады и отсутствие оболочек, что на эхограмме яичника видно по нечёткому медиальному краю гонады.

Завершение I стадии зрелости (F1) наиболее удобно диагностировать в динамическом режиме «Сine mode», предварительно переместив датчик в каудально-краниальном направлении (при продольном сканировании). При этом у самок генеративная ткань выглядит как “наплывающая” структура повышенной экзогенности с неровными краями без оболочек в анэхогенном жире. **Следует отметить**, что I стадию (F1) отмечают только у неполовозрелых особей (один раз в жизни). Яичники половозрелых рыб после нереста переходят во вторую стадию зрелости.

#### ***14.6.2.2 Самки II стадия зрелости (F2)***

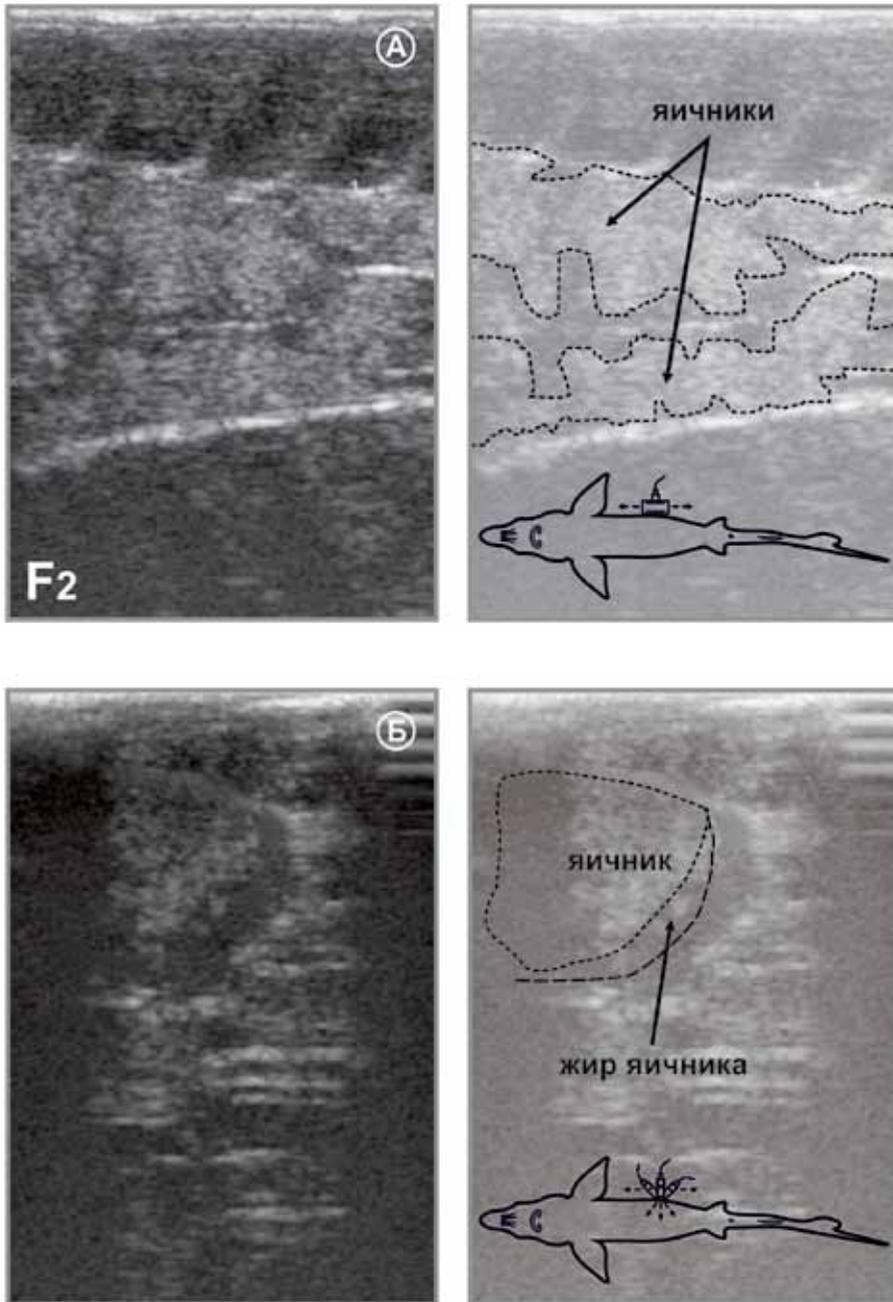
В начале II стадии зрелости количество жира в гонаде невелико. На этой стадии (F2) у самок, жир начинает накапливаться в генеративной части гонады, а не за ее пределами как в случае самцов (Рисунок 160).

С латеральной стороны гонады хорошо видны “мозгоподобные” (Bruch, Dickand Choudhury, 2001) поперечные складки (яйценозные пластины). Цвет яичников варьирует от розовато-белого до желтовато-розового (Bahmani, KazemiandHallajian, 2005).



**Рисунок 160:** Яичники сибирского осетра II стадии зрелости (F2). Возраст – 2 года; длина (L/l) – 78,0/63,0 см; вес – 1,75 кг;. Яичники: вес – 33,0 (18,5/14,5) г; длина – 26,0/23,0 см; ширина – 3,0/1,1 см. А – локализация яичника в теле рыбы; Б – вид яичников; В – поперечный срез яичника (1 – генеративная ткань; 2 – жировая ткань; 3 – кровеносный сосуд).

На эхограмме генеративная часть яичников (Рисунок 161) выглядит как зернистая «облако-образная» структура смешанной эхогенности с неровными краями, без оболочек. Жировая часть гонады как при продольном, так и при поперечном сканировании незначительна и визуализируется в виде более тёмных областей, в отличие, от более светлой генеративной ткани.

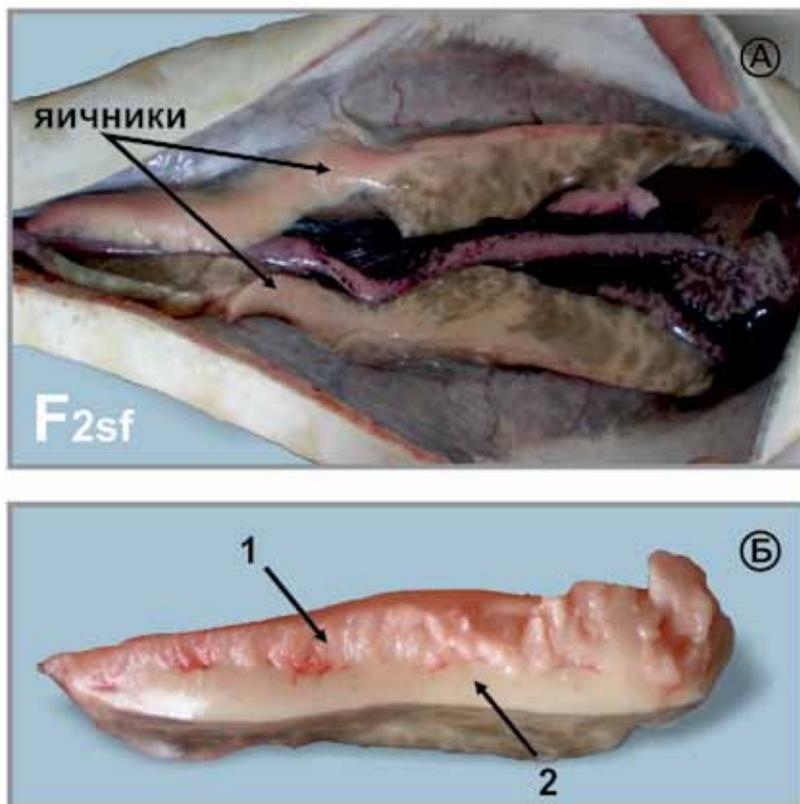


**Рисунок 161:** Эхограммы яичников II стадии зрелости (F2): А - продольный срез, Б - поперечный срез.

На II стадии при достаточных размерах яичников (ширина – 5–6 мм) (Рисунок 161) на продольном срезе самки легко идентифицируются.

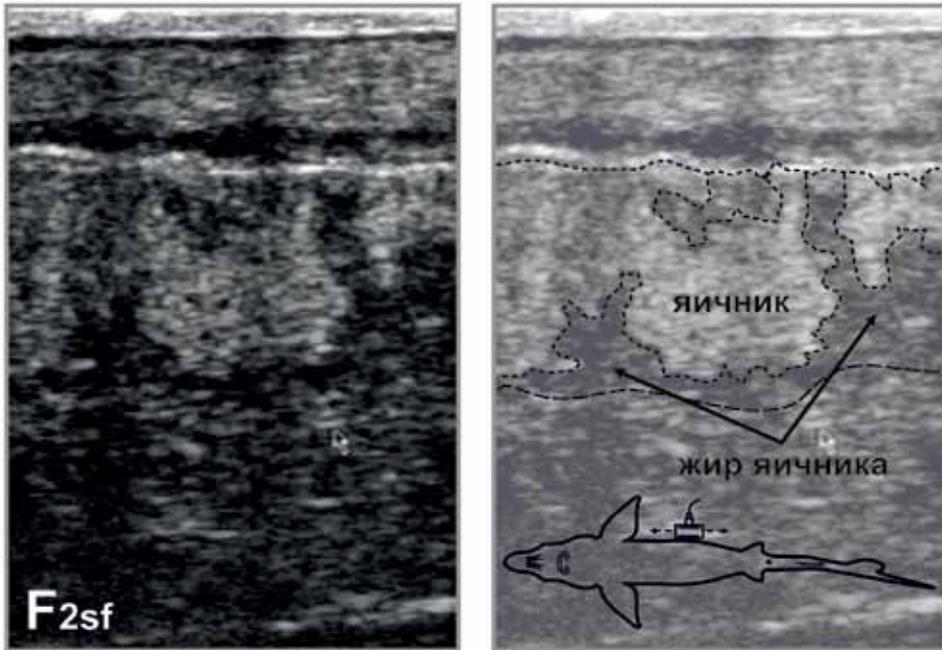
### 14.6.2.3 Самки II полужировая стадия зрелости (F2sf)

Дальнейшее развитие яичников в период II полужировой стадии зрелости (Рисунок 162) сопровождается отложением жира, которое начинается с яйценесущих пластинок (визуально генеративная часть гонады «обрастает» жиром), а затем продолжается на медиальной и латеральной сторонах. При «обрастании» жиром генеративной части яичника более чем наполовину ее ширины, но при сохранении ее видимости вдоль всей латеральной стороны, гонады переходят во II полужировую стадию зрелости (F2sf).



**Рисунок 162:** Яичники русского осетра II полужировой стадии зрелости (F2sf). Возраст – 2 года; длина – 84,0/68,0 см; вес – 2,1 кг. Яичники: вес – 86 (44,5/41,5) г; длина – 30,0/29,5 см; ширина – 3,2/1,6 см. А – локализация яичников в теле рыбы; Б – продольный срез яичника (1 – генеративная ткань яичника; 2 – жировая ткань).

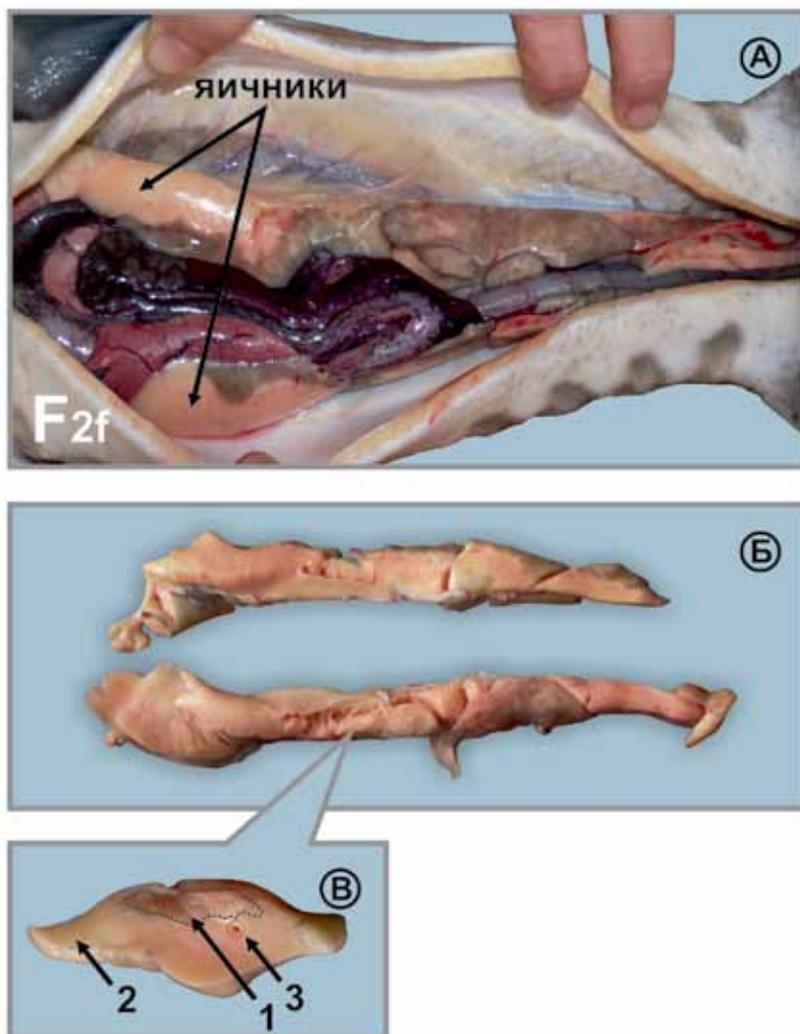
На эхограмме (Рисунок 163) видны отдельные яйценосные пластины в виде зон повышенной эхогенности (серого или светло-серого цвета), чередующиеся с гипозононными (темными) жировыми зонами. При этом яйценосные пластины «прорастают» от латеральной в медиальную зону гонады.



**Рисунок 163:** Эхограмма продольного среза яичника II полужировой стадии зрелости (F2sf).

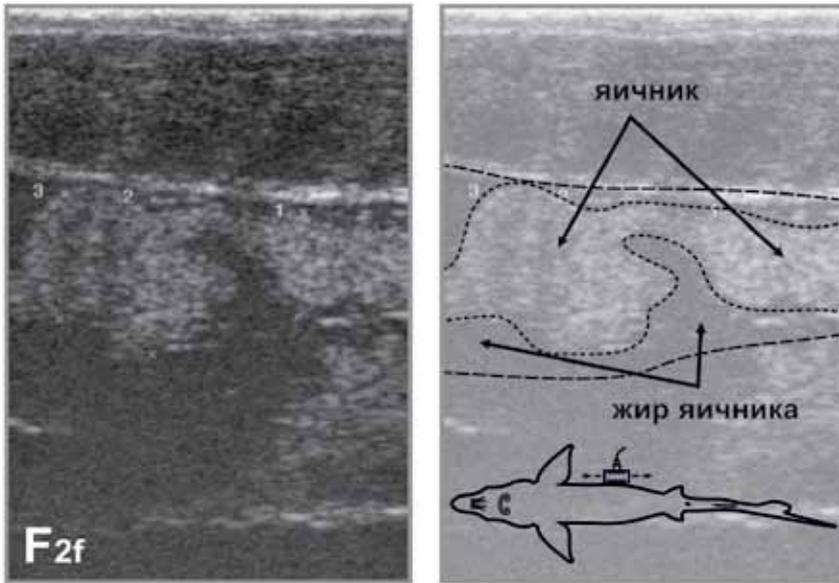
#### *14.6.2.4 Самки II жировая стадия зрелости (F2f)*

На II жировой стадии зрелости генеративная часть гонады обрастает с латеральной и медиальной стороны жиром, покрываясь жировым «чехлом» (Рисунок 164). С латеральной стороны гонады заметна жировая складка, прикрывающая практически всю генеративную часть яичника.



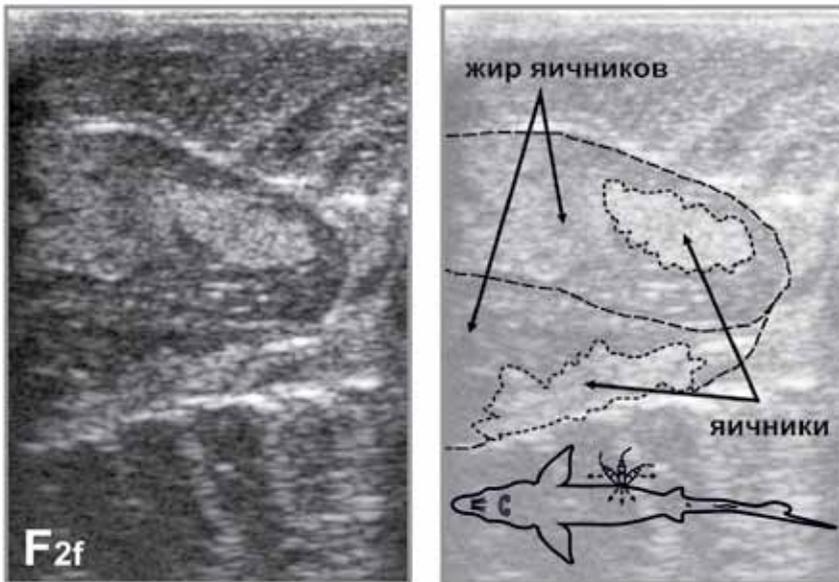
**Рисунок 164:** Яичники русского осетра II жировой стадии зрелости (F2f): Возраст – 30 месяцев; длина (L/l) – 85,0/71,0 см; вес – 3,2 кг. Яичники: вес – 126,0 (68,5/57,5) г; длина – 30,2/26,0 см; ширина – 5,5/1,5 см. А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичников; В – поперечный срез яичника (1 – генеративная ткань; 2 – жировая ткань; 3 – кровеносный сосуд).

В отличие от предшествующих стадий зрелости, на эхограмме изменяется видимое соотношение генеративной и жировой ткани (F2f). Генеративная ткань гонады (светлая, умеренно-эхогенная) как с медиальной, так и с латеральной стороны окружена жировой тканью (темные анэхогенные области). Между мышцами и гонадой хорошо различима анэхогенная (тёмная) прослойка жира (Рисунок 165).



**Рисунок 165:** Эхограммы продольных срезов яичников II жировой стадии зрелости (F2f) (гонады данной особи представлены на рисунке 164).

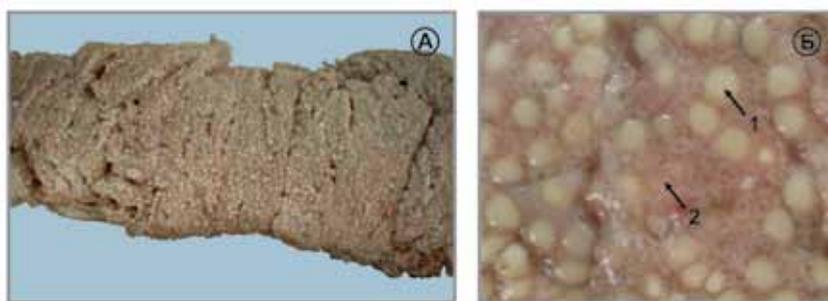
При поперечном сканировании (Рисунок 166) жировая (более тёмная) часть гонады окружает генеративную (более светлую), что является одним из наиболее характерных признаков эхограмм самок с гонадами II жировой стадии зрелости (F2f).



**Рисунок 166:** Эхограммы поперечных срезов яичников II жировой стадии зрелости (F2f) (гонады данной особи представлены на рисунке 164).

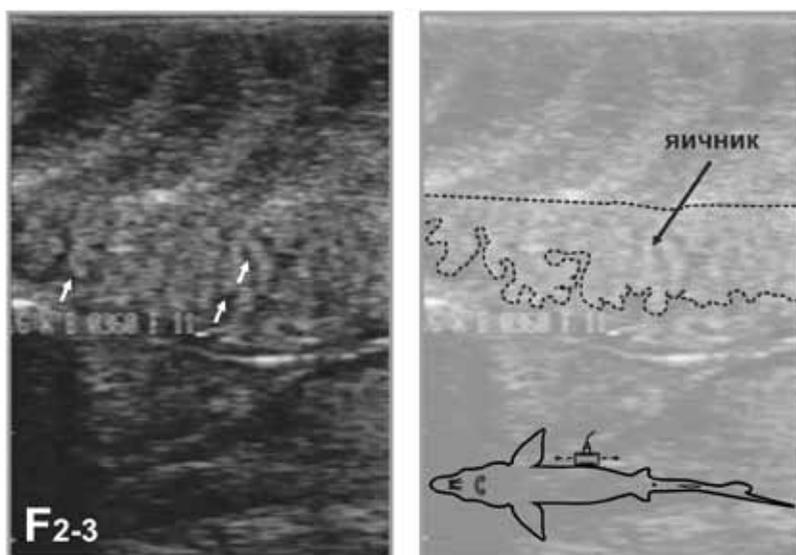
#### 14.6.2.5 Самки II-III стадии зрелости (F2-3)

В период начала вителлогенеза дальнейшее созревание яичников характеризуется трофопластическим ростом ооцитов за счет продолжающегося синтеза желтка. Жирность гонад снижается, генеративная ткань становится более открытой от жира (Рисунок 167). Ооциты старшей генерации (диаметр около 0,5 мм) выступают над латеральной поверхностью яичника и за счет образования в цитоплазме жировых капель приобретают насыщенный желтоватый оттенок.



**Рисунок 167:** А - Вид яичника II-III стадии зрелости (F2-3); Б – увеличенное изображение ооцитов старшей (1) и младшей (2) генераций.

На эхограмме яичник (Рисунок 168) практически полностью представлен умеренно-эхогенной генеративной тканью (серого и светло-серого цвета). Яйценосные пластины «пронизывают» тело гонады в виде разветвленных вертикальных образований («коралловидной» или «бахромчатой» формы), повышенной эхогенности, «прорастающих» в темную гипоехогенную область (жировую ткань).

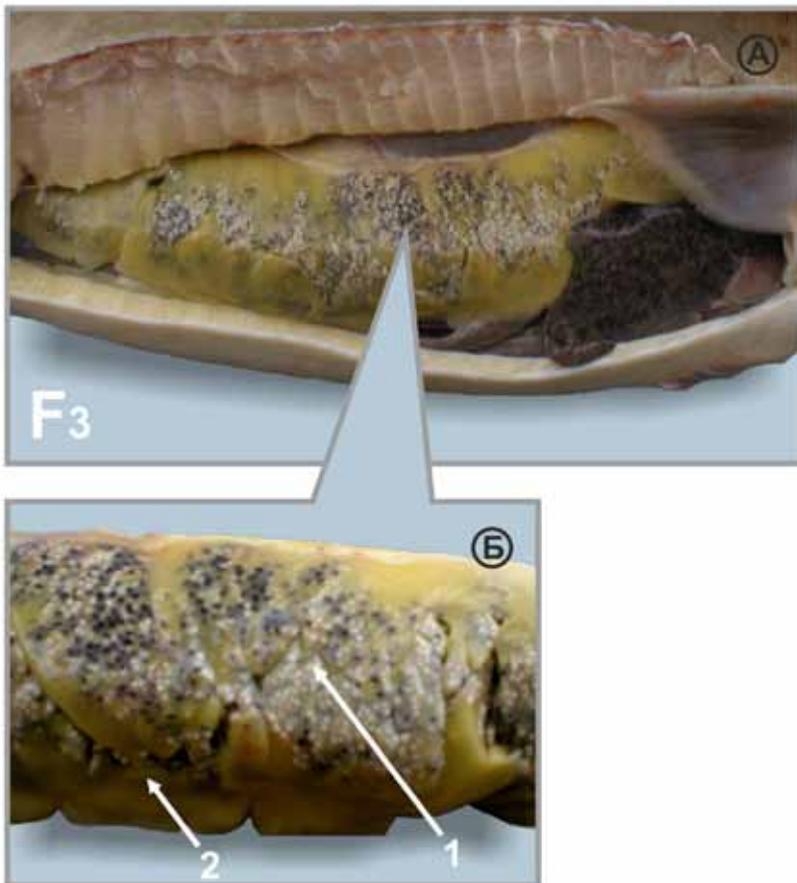


**Рисунок 168:** Эхограмма продольного среза яичника II-III стадии зрелости (F2-3) (MySono-201). Примечание: Стрелками обозначены яйценосные пластины.

#### 14.6.2.6 Самки III стадии зрелости (F3)

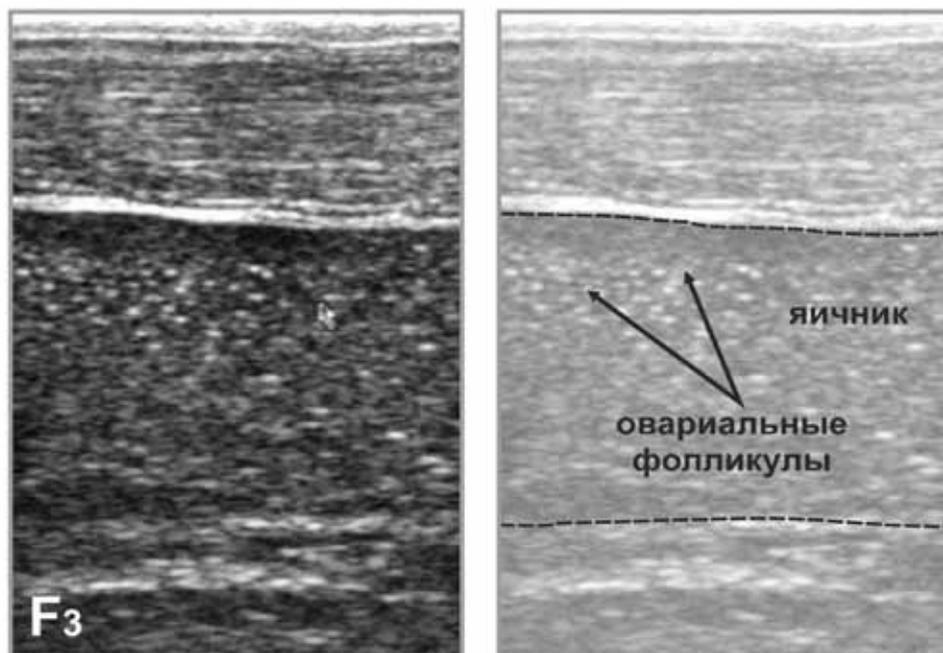
Переход яичников на III стадию зрелости (Рисунок 169) характеризуется ростом фолликулов, утолщением яйценосных пластин и значительным увеличением линейных размеров гонад и их объема. В период начала вителлогенеза количество жира в яичнике на протяжении стадии значительно уменьшается.

Икринки белого цвета увеличиваются в размерах, появляются икринки сероватого цвета, поляризация ядра которых еще не выражена. В конце стадии в гонадах, среди ооцитов старшей генерации, преобладают полностью пигментированные (серые) ооциты, достигая диаметра 1,6-2,6 мм для русского осетра. Это является характерным визуальным признаком III стадии зрелости.



**Рисунок 169:** Яичники стерляди в конце III стадии зрелости (F3). Возраст – 4 года; длина (L/l) – 69,0/54,0 см; вес – 1,9 кг. Яичники: вес – 205 (101/104) г; длина – 25,0/25,5 см. А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичника (1 – яичник; 2 – жировая ткань).

На эхограмме яичники III стадии зрелости приобретают отчетливо выраженную зернистую структуру (Рисунок 170). В дальнейшем небольшие участки яйценосных пластин просматриваются только в латеральной части гонады. Продолжающийся рост ооцитов сопровождается снижением эхогенности генеративной ткани. Увеличение размеров гонад и накопление желтка в ооцитах приводит к поглощению эхосигнала яичником, поэтому расположенные ниже органы на эхограмме не идентифицируются.

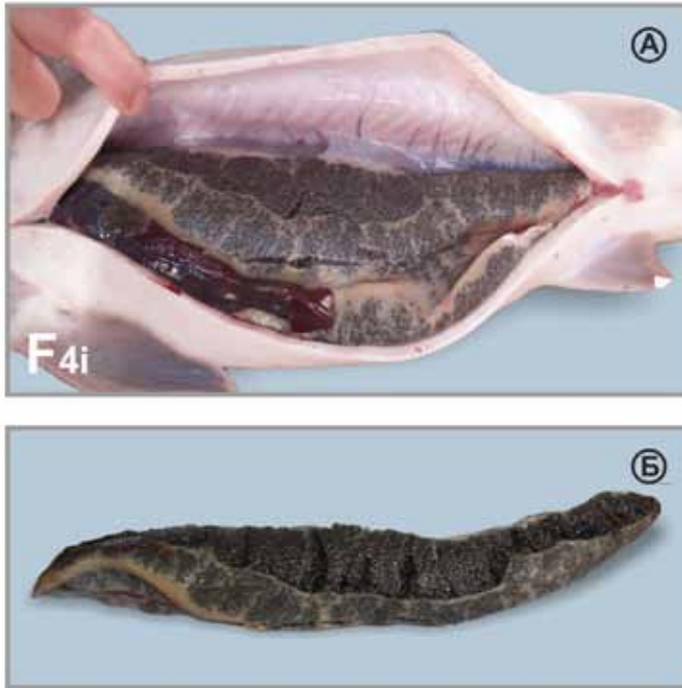


**Рисунок 170:** Эхограммы продольных срезов яичников конца III- начала IV стадии зрелости (F3-4).

На эхограмме яичника, находящегося на этапе завершения III- начала IV стадии зрелости при продольном сканировании сразу под мышечной тканью визуализируются мелкие разноразмерные ооциты. У небольших рыб гонада просматривается почти полностью. **Следует еще раз отметить**, что III стадия зрелости имеет весьма малую продолжительность и традиционно протекает в период летнего выращивания рыбы, и при проведении УЗИ-диагностики наблюдается редко.

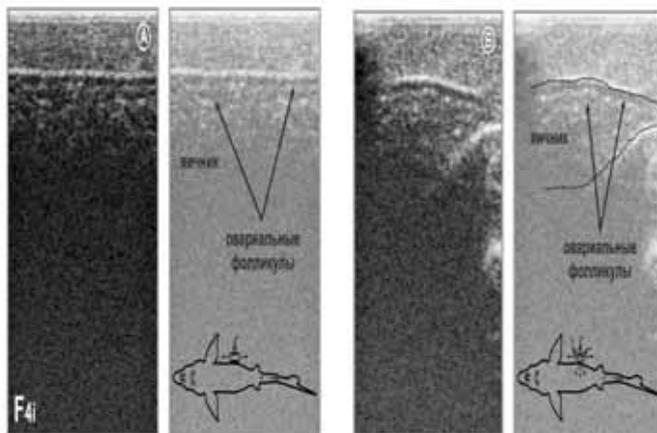
#### **14.6.2.7 Самки IV незаконченной стадии зрелости (F4i)**

На IV незавершённой стадии зрелости все ооциты тёмно-серого цвета близки к дефинитивным размерам (Рисунок 171).



**Рисунок 171:** Яичники стерляди IV незавершенной стадии зрелости (F4i). Возраст – 30 месяцев; длина (L/l) – 73,0/57,0 см вес – 2,0 кг. Яичники: вес – 267,0 г; длина – 29,3/29,0 см. А – локализация яичников в теле рыбы; Б – вид яичника.

На эхограмме (Рисунок 172) хорошо различимы крупные, однородные по размеру ооциты. Способность яичников пропускать ультразвуковые волны значительно снижается и медиальная сторона гонады, как и нижележащие органы, уже не просматривается.



**Рисунок 172:** Эхограммы продольного и поперечного срезов яичника IV незавершенной стадии зрелости (F4i) (гонады данной особи представлены на рисунке 171).

#### 14.6.2.8 Самки IV завершённой стадии зрелости (F4c)

На IV завершённой стадии зрелости (F4i) отмечается готовность самок к гормональной инъекции). Яичники занимают практически всю полость тела, жир отсутствует (Рисунок 173), а полностью пигментированные ооциты (чёрного цвета) достигают дефинитивных размеров.

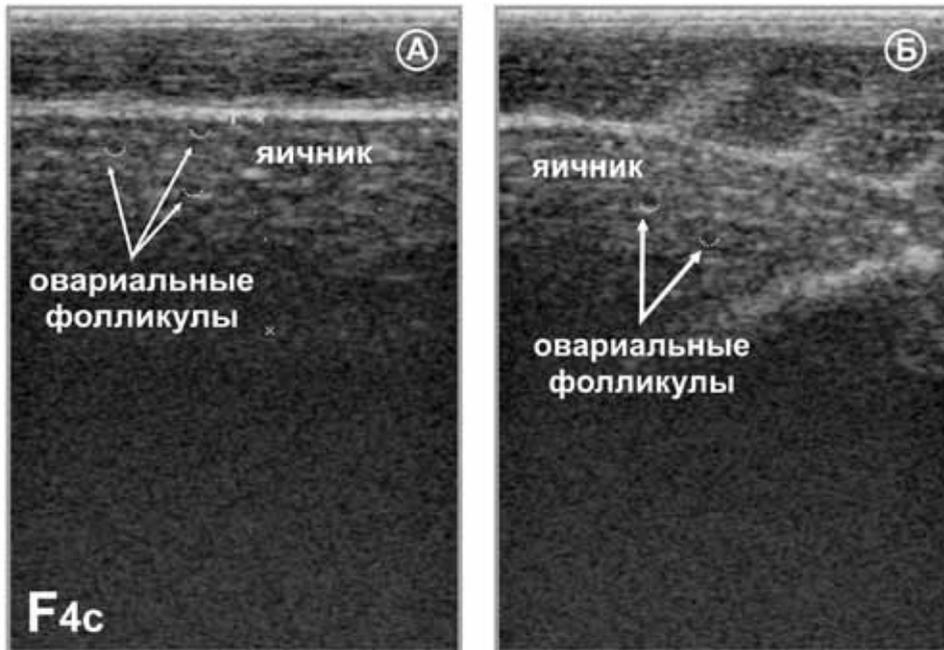


**Рисунок 173:** А - локализация гонад IV завершённой стадии зрелости (F4c) в теле стерляди. Возраст – 30 месяцев; длина (L/l) – 74,0/61,0 см; вес – 2,1 кг. Яичники: вес 383 г; длина – 31,5/30,0 см.; Б – вид яичников.

На эхограмме, представленной на Рисунке 174 видны отдельные икринки в виде зернистых включений практически одинакового размера, яичник имеет зернистую неоднородную структуру (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004; Chebanov and Galich, 2009). Ряды (линии) ооцитов более выражены. На этой стадии ультразвук практически полностью поглощается в верхнем (1 см) слое

яичника и поэтому медиальная часть гонады и нижележащие органы под ней не визуализируются. Таким образом, основными отличиями эхограмм IV завершённой от IV незавершённой стадии зрелости яичников являются:

- более выраженные ряды одноразмерных ооцитов;
- большее поглощение эхосигнала верхним слоем зрелых ооцитов;
- отсутствие визуализации медиальной части яичника.

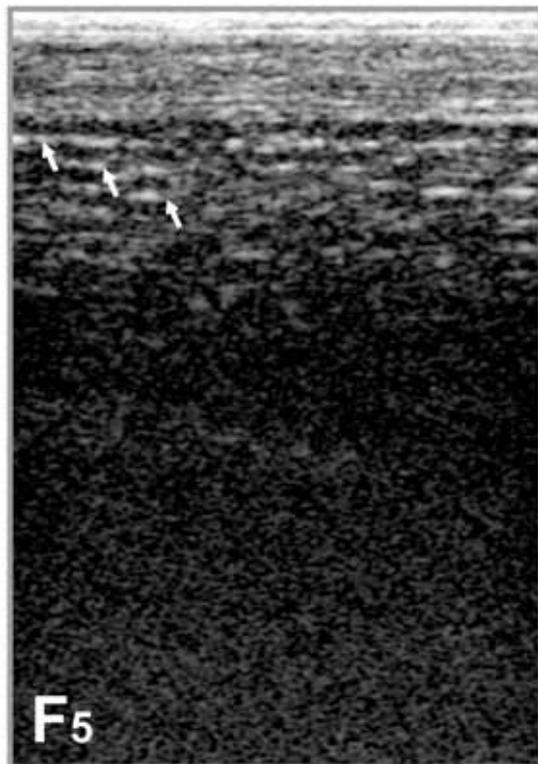


**Рисунок 174:** Эхограммы продольного и поперечного срезов яичника IV завершённой стадии зрелости (F4c) (изображение гонад самки приведено на Рисунке 173).

#### 14.6.2.9 Самки V стадии зрелости (F5) – нерест

На эхограмме, показанной на Рисунке 175 хорошо визуализируются овулировавшие икринки одинакового размера, расположенные рядами. Это основное визуальное отличие эхограммы гонад в стадии зрелости V при продольном сканировании от IV завершённой стадии. За счет накопления в фолликулах значительного количества жидкости под ооцитами отмечается эффект дистального усиления, который на экране монитора выглядит как белые (гиперэхогенные) пунктирные линии, более контрастные, чем на эхограммах IV стадии. Следует отметить, что описанные выше отличия между IV незавершённой (F4c) и V стадией (F5) зрелости позволяют точно

определить время полной овуляции икры, что имеет очень важное значение для рыбоводной практики. Во избежание стресса, для оценки степени овуляции крупных рыб (белуги и др.) рекомендуется использовать метод УЗИ, оставляя рыб в воде.



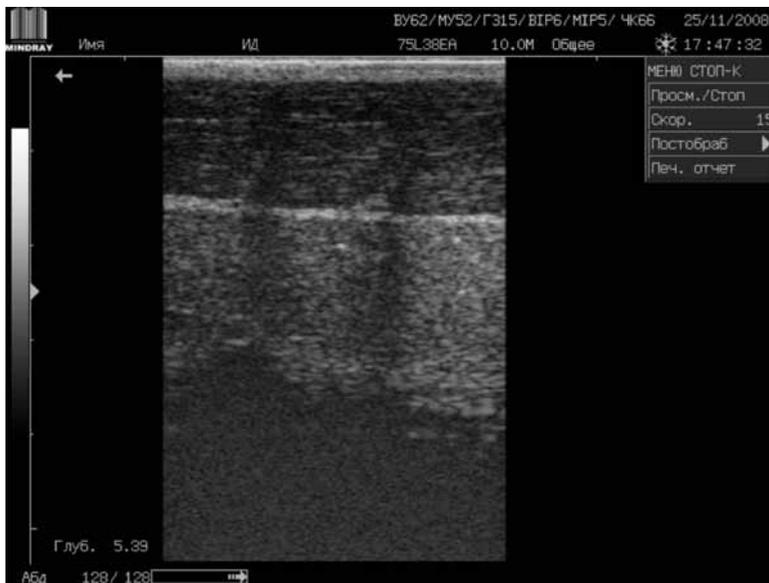
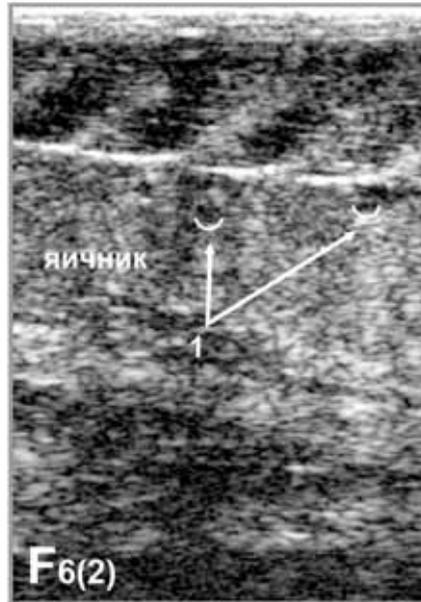
**Рисунок 175:** Эхограмма яичника самки V стадии зрелости (F5).

#### ***14.6.2.10 Самки VI стадии зрелости (F6)***

После естественного нереста или искусственного нетравматичного отбора икры у зрелых самок, оставшиеся зрелые ооциты резорбируют, в яичнике остаются только ооциты младшей генерации. Яичники отнерестившихся рыб переходят во II стадию половой зрелости.

Типичные изображения яичников VI стадии зрелости приводятся в работе Брука, Дика и Чоудхэри (Bruch, Dick and Choudhury, 2001), где отмечено, что «непосредственно после нереста в яичниках образуются складки, их ткань выглядит как бесформенная структура, в большинстве образцов мягкая, розоватая, дряблая покрытая небольшим количеством жира, либо жир отсутствует».

Эхограммы яичников на VI стадии зрелости (Рисунок 176) сходны с эхограммами самок II стадии зрелости, при этом основным отличием являются оставшиеся резорбированные зрелые ооциты. Генеративная ткань гонады умеренно эхогенная. Сразу после нереста или отбора икры микрохирургическим методом (Подушка, 1999) ооциты младшей генерации малозаметны, поскольку их размеры еще малы (0,2–0,4 мм).



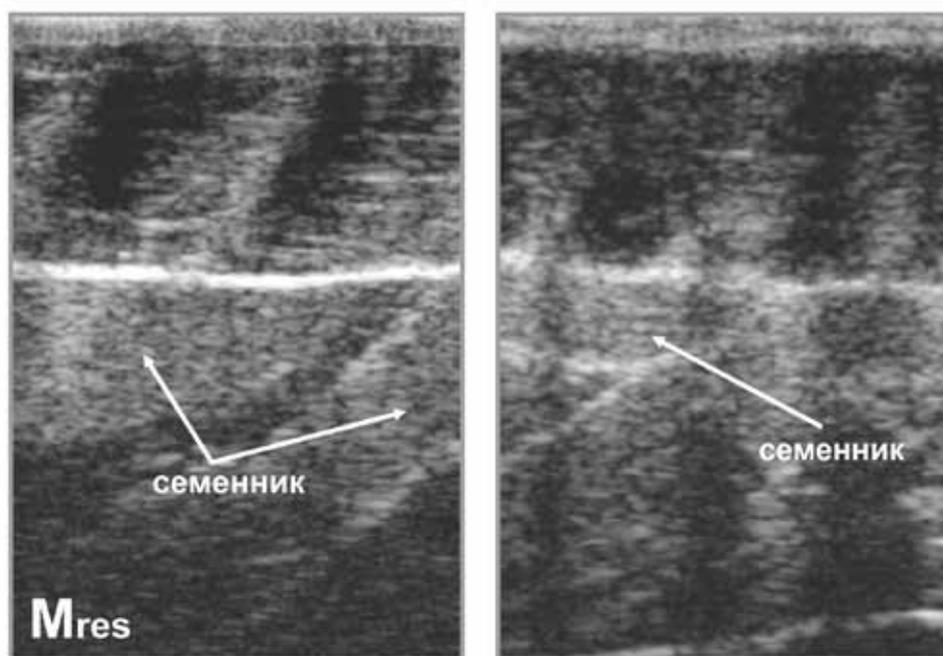
**Рисунок 176:** Эхограмма гонад самки через десять месяцев после получения зрелых половых продуктов.

Следует отметить, что эхограммы гонад отнерестившихся рыб несколько отличаются от впервые созревающих. Это связано с накоплением жира в теле гонады, склеротизацией гематом и разрывами генеративных тканей, которые представлены зоной смешанной эхогенности. Кроме того, гонады таких рыб имеют значительно больший размер, чем у впервые созревающих, что хорошо заметно на вертикальной размерной шкале в левой части эхограммы (Рисунок 176).

### 14.6.3. Эхограммы резорбции семенников и икры

#### 14.6.3.1 Самцы

В летний и зимний период на осетровых заводах и хозяйствах индустриального типа, а также при длительном содержании рыб при нерестовых (и выше) температурах наблюдается перезревание самцов и резорбция семенников, которая выражается в их сильной гиперемии, разрыхлении и уменьшении размеров. На эхограмме данный процесс выражается снижением эхогенности семенника (Чебанов, Галич и Чмырь, 2004; Chebanov and Galich, 2009; Чебанов, Галич, 2010). При этом, в начале данной стадии, оболочки и края семенника хорошо заметны (Рисунок 177), в то время как при дальнейшем перезревании они становятся менее отчетливыми.

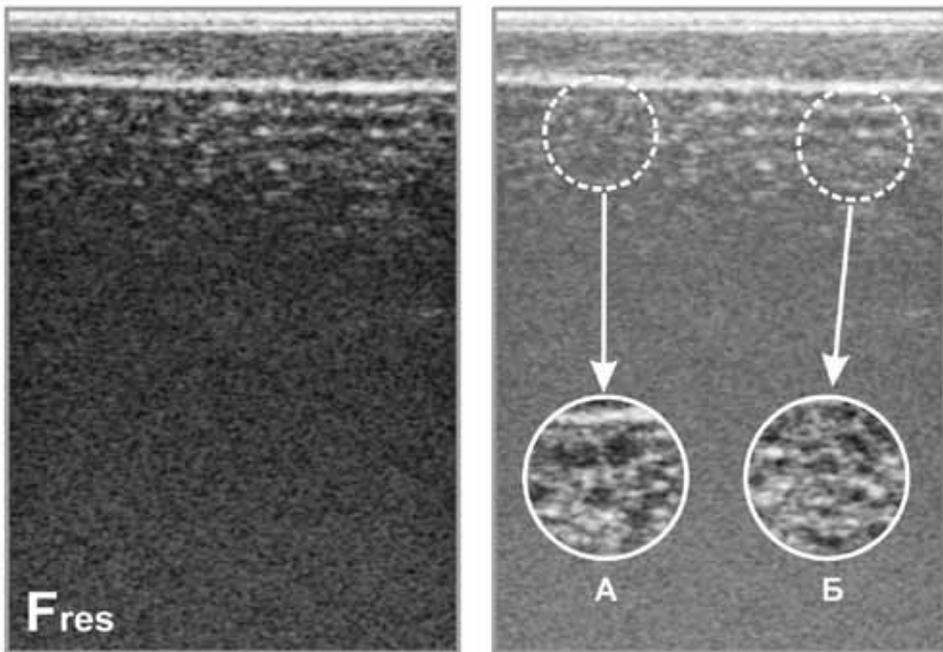


**Рисунок 177:** Эхограмма резорбированных семенников после нереста (начало резорбции).

### 14.6.3.2 Самки

В случае выдерживания зрелых самок (F4с) более 20 суток при нерестовых температурах, в яичниках рыбы наблюдается резорбция (атрезия) зрелых ооцитов и фолликулярного эпителия (Гончаров и др., 2009). На эхограмме (Рисунок 178) этот процесс выражается следующим образом: экзогенность яичника понижается, оставшиеся зрелые ооциты приобретают неправильную форму с нечеткими краями (А), ооциты младшей генерации (Б) визуализируются между резорбированными икринками (ооцитами).

В некоторых случаях, после получения овулировавшей икры для воспроизводства (производства пищевой икры) или после естественного нереста, гонады (F6) значительно уменьшаются в размерах и теряют прежнюю экзогенную структуру. Пол таких рыб очень сложно определить на эхограмме.



**Рисунок 178:** Эхограмма самки стадии VI (Fres) с икринками в процессе начальной резорбции. А, Б – увеличенные участки на эхограмме.

**Следует отметить,** что своевременная УЗИ диагностика начала частичной резорбции позволяет избежать полной резорбции зрелых овариальных фолликул посредством контролируемого температурного режима или немедленного использования самок для искусственного воспроизводства. В некоторых случаях, когда процесс резорбции распространяется на значительную часть яичника, УЗИ-диагностика позволяет избежать неэффективного использования самок редких и исчезающих видов в текущем нерестовом сезоне. Особенно, это касается таких видов, как китайский осетр

(*A. sinensis*) (Рисунок 179) и *A. sturio*, при изучении и содержании которых, использование травматичных методов (биопсия, лапароскопия, эндоскопия) нежелательно (FAO, 2008).



**Рисунок 179:** Анестезия крупных особей китайского осетра (с использованием препарата MS-222).

#### **14.6.4 Нетравматичный ультразвуковой мониторинг гонадогенеза крупных особей осетровых рыб**

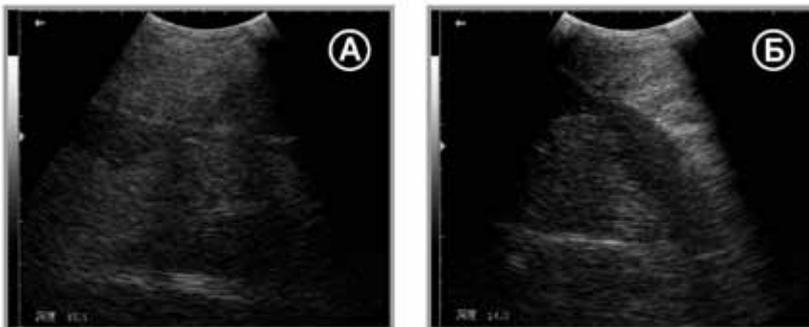
В связи с большими размерами некоторых видов осетровых (калуга, белуга, китайский и белый осётр), использование при УЗИ-сканировании стандартного линейного датчика (диапазон частот 5–10 МГц) менее эффективно из-за обусловленной высокой частотой малой глубины сканирования (проникновения ультразвука), несмотря на возможность получения эхограмм с высоким разрешением (Чебанов, 2005). Поэтому основным типом датчика при сканировании крупных особей является конвексный (Рисунок 180) с частотами 2–3,5 МГц и с глубиной проникновения ультразвука более 20 см. К сожалению, этот датчик имеет относительно низкую разрешающую способность (Чебанов, Галич, 2009).



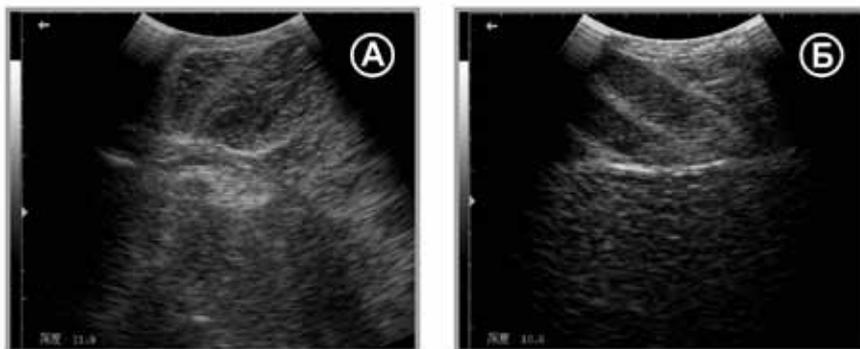
**Рисунок 180:** Нетравматичное ультразвуковое определение пола и стадий зрелости крупных особей китайского осетра (при проведении сканирования рыба оставалась в воде).

В ряде случаев (особенно при высоких температурах воздуха и воды) для крупных особей (более 80 кг) проводят анестезию в бассейне глубиной воды 40–50 см (Раздел 5.1.3).

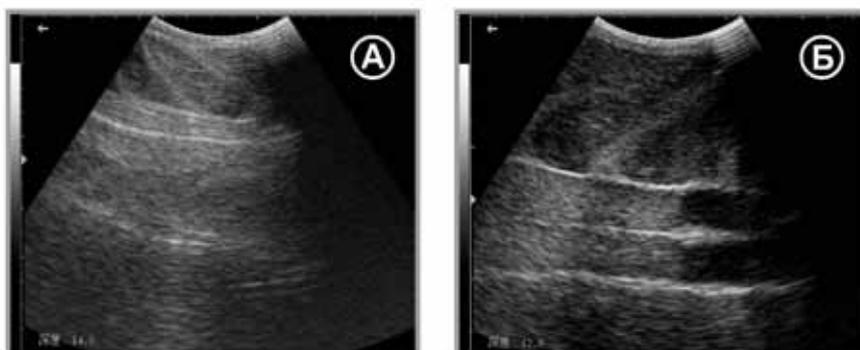
На рисунках 181–183 приведены эхограммы самок и самцов китайского осетра с указанием размеров рыб и установок глубины фокуса сканирования (в см) от поверхности тела рыбы. Различия между стадиями зрелости самцов и самок соответствуют описанным выше диагностическим признакам (Разделы 14.6.1 и 14.6.2). УЗИ диагностика проводилась в режимах продольного и поперечного В-сканирования (Рисунки 181 – 183).



**Рисунок 181:** Эхограммы яичника самки китайского осетра второй жировой стадии (F2f) (длина (L/l) – 233/200 см): А – продольный срез; Б – поперечный срез.



**Рисунок 182:** Эхограммы яичников самок китайского осетра. (длина (L/l) – 212/195 см, вес – 85 кг): А - поперечный срез самки китайского осетра второй жировой стадии зрелости (F2f); Б – продольный срез самки китайского осетра четвертой незавершенной стадии зрелости (F4i).



**Рисунок 183:** Эхограммы продольных срезов семенников самцов китайского осетра: А – семенники второй стадии зрелости (M2) (длина (L/l) – 180/155 см); Б – семенники третьей стадии зрелости (M3) (длина (L/l) – 180/162 см).

Следует отметить, что постоянный мониторинг гонадогенеза осетровых из одомашненного маточного стада позволяет, как было указано выше, предотвратить резорбцию зрелых ооцитов путём своевременного регулирования температурного режима, скоростей течения воды и прекращения кормления рыб. Кроме того, при оценке степени овуляции зрелых производителей, возможно предотвратить стресс, оставляя крупных рыб в воде при проведении неоднократных УЗИ-просмотров.

#### **14.7. УЛЬТРАЗВУКОВАЯ НЕТРАВМАТИЧНАЯ ДИАГНОСТИКА АНОМАЛИЙ РАЗВИТИЯ ВОСПРОИЗВОДИТЕЛЬНОЙ СИСТЕМЫ ОСЕТРОВЫХ (ПАТОЛОГИЧЕСКАЯ ЭХОАНАТОМИЯ)**

Применение этого нетравматичного метода позволяет на ранних стадиях развития отбраковывать особей с аномалиями репродуктивной системы,

неперспективных для рыбоводных целей. Кроме того, установленные особенности проявления различных аномалий на эхограммах, позволяют осуществлять мониторинг формирования воспроизводительной системы осетровых, как в естественных водоёмах при биоэкологической индикации среды обитания, так и при оценке эффективности условий содержания производителей в аквакультуре (температурный режим, качество воды, рецептура используемых кормов и т.д.) или для оценки эффективности отбора при проведении селекционных программ выведения одомашненных форм и пород (Chebanov, Galich and Ananyev, 2008).

Таким образом, развитие нетравматичных методов функциональной диагностики позволяет повысить эффективность оценки состояния здоровья осетровых, особенно в маточных стадах редких и исчезающих видов, когда долговременное использование различных гранулированных кормов (например, с высоким содержанием жира), может привести к серьезным поражениям (дегенерации) печени и других органов. Особенно полезной экспресс-оценка состояния внутренних органов будет и при отборе «диких» производителей (Moghim *et al.*, 2002) или незрелых рыб планируемых для доместикации (адаптации к искусственным условиям содержания) (Billio, 2007). Действительно, учитывая долговременность, трудоёмкость и большие затраты на одомашнивание «диких» рыб, эффективность предварительной отбраковки особей со «скрытой» патологией внутренних органов с помощью нетравматичного экспресс-метода УЗИ-диагностики трудно переоценить. Ниже рассмотрены особенности ультразвукового исследования и диагностические признаки типичных нарушений воспроизводительной системы осетровых.

#### 14.7.1 Дольчатость семенников

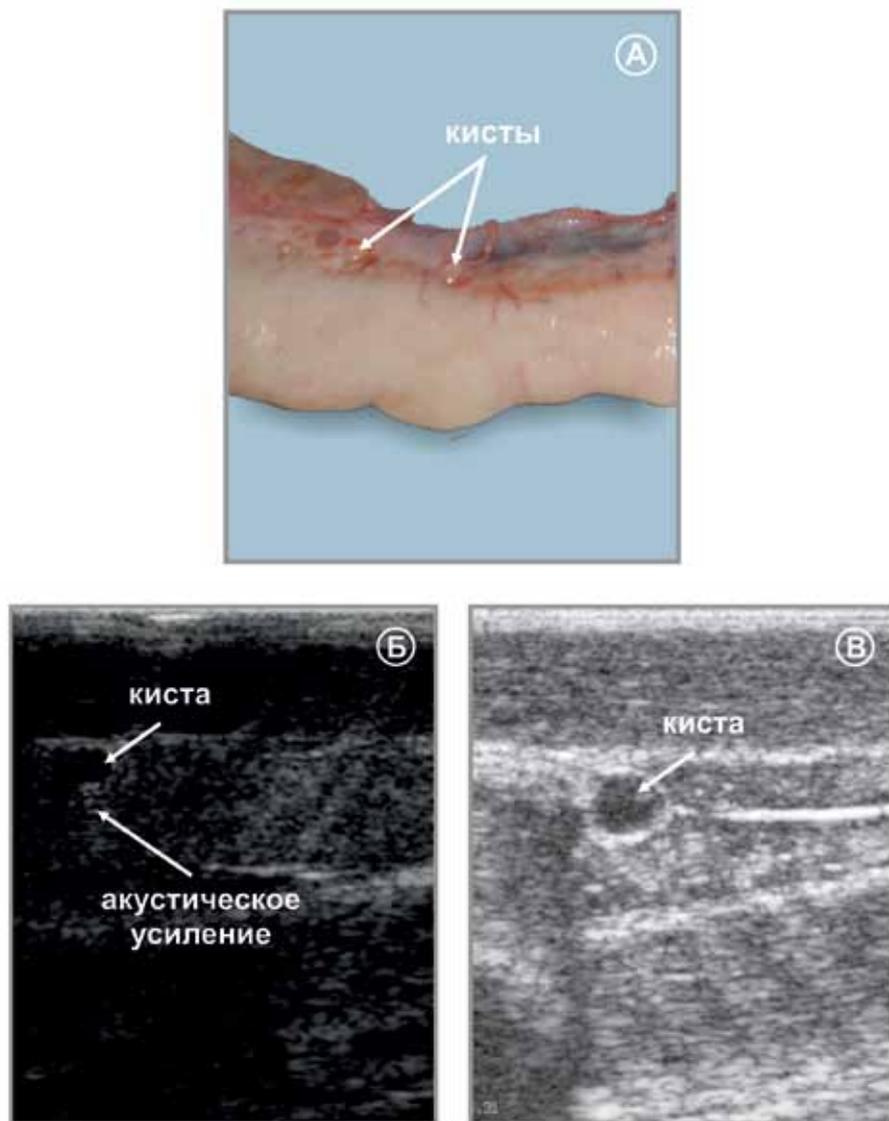
Дольчатость семенников (Рисунок 184) - разделение генеративной ткани семенника на мелкие доли по сравнению с нормой. При этом на эхограмме при продольном сканировании выделяются гипозоногенные (тёмные) полосы.



**Рисунок 184:** А - вид долей семенника русского осетра, Б - эхограмма продольного среза долей семенника.

### 14.7.2 Киста

Киста – патологическое образование с плотными стенками и полостью, заполненной жидким содержимым. В генеративной ткани осетровых кисты (диаметром 2–4 мм) встречаются на различных стадиях зрелости (Рисунок 185). На эхограмме они выглядят как тонкостенные анэхогенные образования округлой формы с акустическим усилением под ними (Рисунок 185 А и Б).



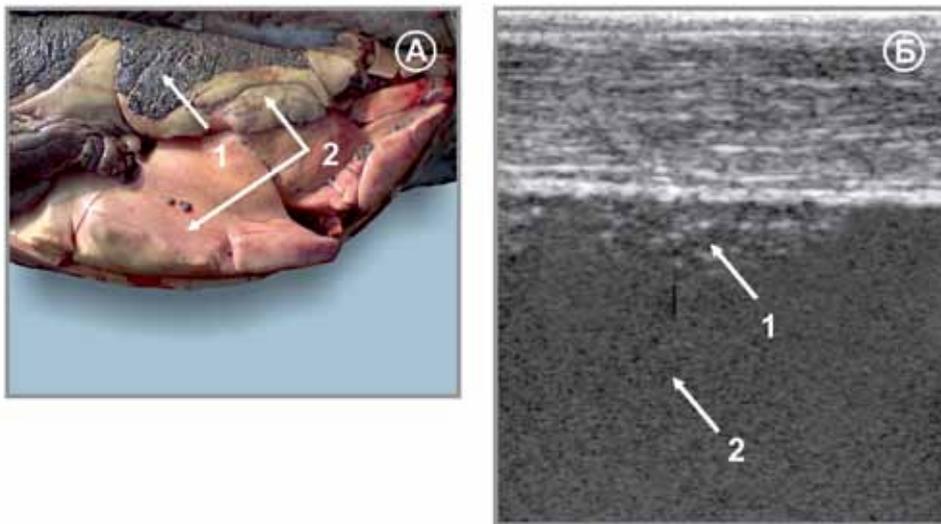
**Рисунок 185:** Кисты в полости тела осетра: А – кисты на семеннике русского осетра; Б – эхограмма продольного среза этого же семенника (А) с кистозными образованиями и с дистальным акустическим усилением; В – эхограмма продольного среза яичника с кистозным образованием у двухлетней самки стерляди.

Кистозные образования можно идентифицировать как органотипические опухоли типа липом и фибром человека, развивающиеся в результате перерождения яйценосных пластинок (Моисеева, Фёдоров и Парфёнова, 1997). Такие нарушения в развитии половых желёз снижают и ухудшают репродуктивные возможности рыб, но не препятствуют нормальному развитию половых клеток в остальной части гонады. Подобные новообразования могут формироваться также при развитии тератом, опухолей и гранулём.

### 14.7.3 Жировое перерождение яичников

Жировое перерождение генеративной ткани яичников отмечается вследствие чрезмерного ожирения рыб, содержащихся в тепловодных хозяйствах при круглогодичном интенсивном кормлении. При этом в жировой ткани могут отмечаться отдельные островки генеративной ткани с небольшим количеством зрелых ооцитов (Рисунок 186).

Для предотвращения избыточного ожирения и, особенно, в целях синхронизации гонадогенеза у большинства самок необходимо обязательное временное (два месяца) их содержание при низких температурах воды (4–6°C), обеспечивая при этом пищевую депривацию (Chebanov and Savelyeva, 1999; Chebanov and Billard, 2001; Чебанов, Галич и Чмырь, 2004). Это особенно важно для оптимизации формирования маточных стад и контроля за воспроизводством на крупных осетровых хозяйствах и рыбозаводных заводах.



**Рисунок 186:** А – внешний вид гонад с жировым перерождением зрелой самки сибирского осетра в условиях постоянного содержания при высоких температурах (15–23°C) и непрерывного кормления (фото Э. Хачатряна); Б – эхограмма продольного среза (1 – зрелые ооциты; 2 – жировое перерождение яичника)

#### 14.7.4 Гермафродитизм

Гермафродитизм у осетровых обычно проявляется в присутствии участков семенника и яичника на одних и тех же гонадах (овотестис). Реже встречаются рыбы, у которых одна гонада полностью представлена семенником, а другая - яичником.

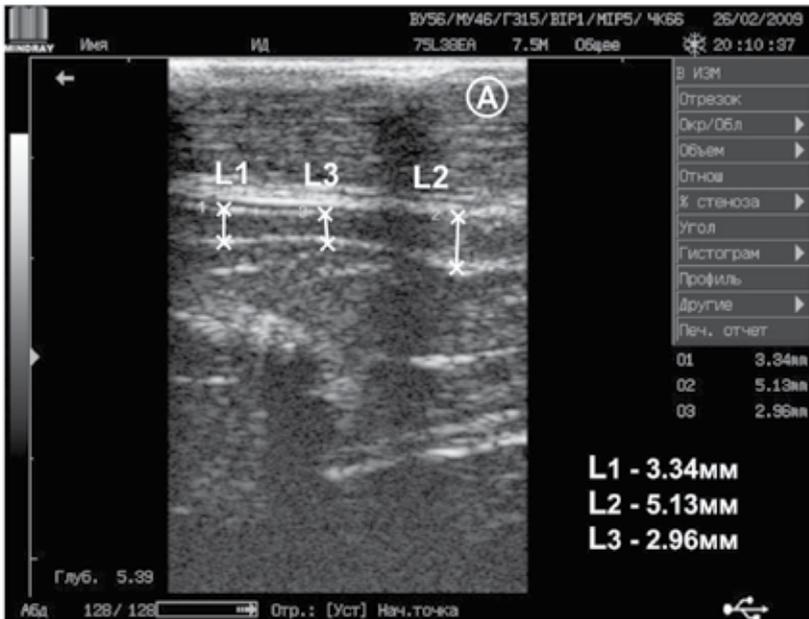
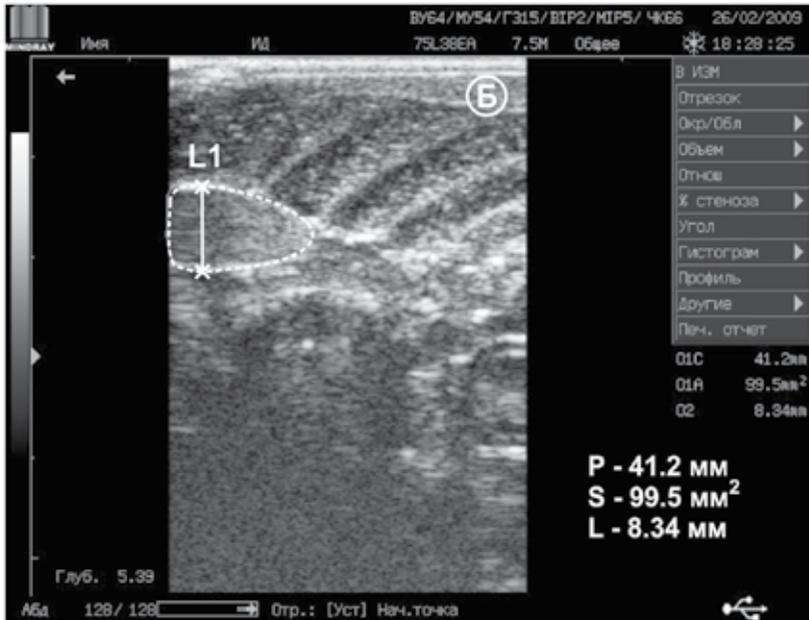
Как указывал Вийо (Williot, 2002); и Вийо и др.(Williot *et al.*, 2005), гермафродитизм может достигать 5% для одного поколения стерляди (старше 14 лет). Случаи гермафродитизма с подобной частотой описаны для других видов как в аквакультуре, так для производителей “заводского” происхождения в естественных водоемах (Романов, Романов и Беляева, 2001). Следует отметить, что по этой причине в некоторых случаях определение пола путем УЗИ-сканирования только отдельного участка гонады может привести к ошибкам при отделении самцов от самок на осетровых хозяйствах.

#### 14.8 ОСНОВНЫЕ НЕТРАВМАТИЧНЫЕ ИЗМЕРЕНИЯ ЛИНЕЙНЫХ И ВЫЧИСЛЕНИЯ ОБЪЕМНЫХ ПОКАЗАТЕЛЕЙ ГОНАД С ПОМОЩЬЮ УЗИ ЭКСПРЕСС ДИАГНОСТИКИ

Несмотря на эффективность использования гонадосоматического индекса (отношения веса гонады к весу рыбы) (Трусов, 1964; Doroshov, Moberg and Van Eenennaam, 1997), в практике формирования доместцированных маточных стад, основным недостатком при его использовании, является необходимость умерщвлять рыб для изъятия и взвешивания гонад. Совершенно очевидно, что подобный подход не должен применяться при разработке и внедрении оптимальной рыбоводной практики формирования доместцированных маточных стад осетровых рыб, особенно редких и исчезающих видов.

По этой причине при формировании и использовании живой генетической коллекции осетровых (Chebanov *et al.*, 2002, 2006; Чебанов и Чмырь, 2002; Чебанов, Галич и Чмырь, 2004) было предложено (Chebanov and Galich, 2009) использовать новый показатель – отношение объемов гонад к общему объему тела рыб. Последний быстро измеряется погружением живых рыб в градуированный сосуд. Объемы гонад рассчитываются по данным измерений линейных показателей на эхограммах, полученных с помощью нетравматичного экспресс-метода УЗИ (Рисунок 187).

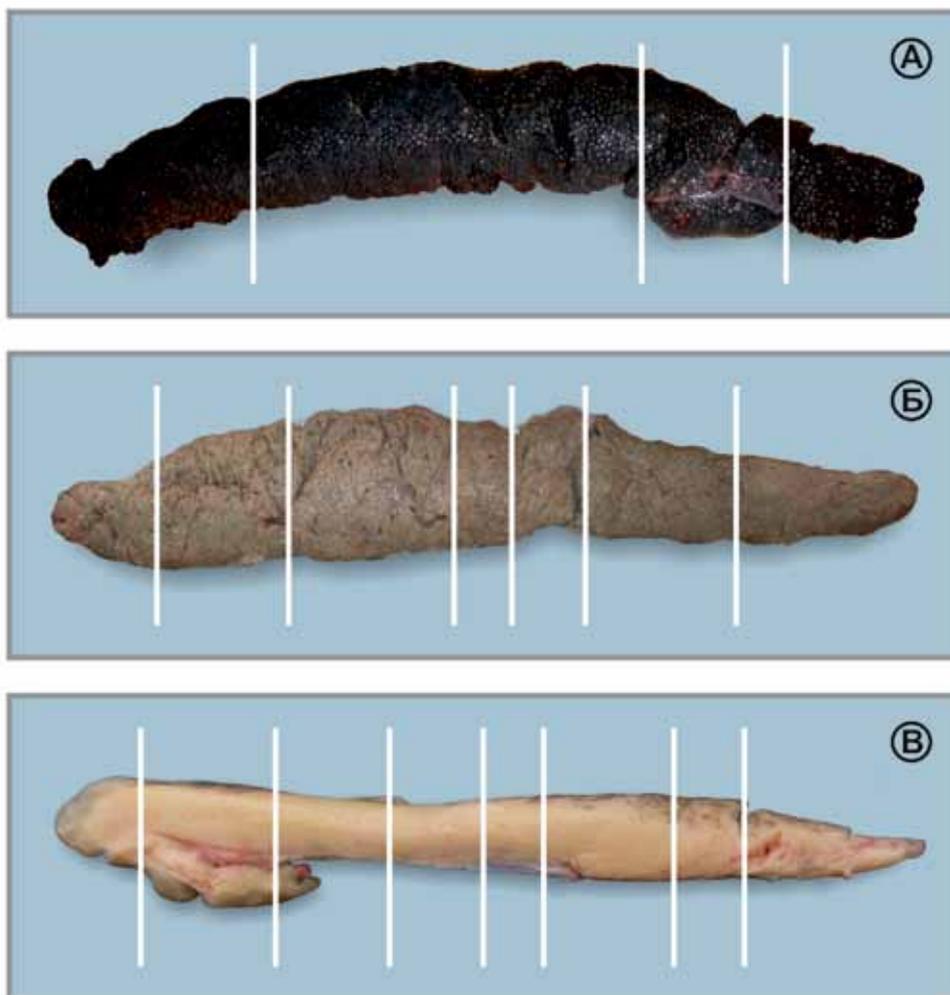
Стандартная процедура автоматических измерений отрезков, углов, периметров и площадей (Рисунок 187), образуемых замкнутыми контурами обычно подробно излагается в руководствах по эксплуатации различных цифровых ультразвуковых диагностических систем.



**Рисунок 187:** Примеры автоматического измерения на эхограмме отрезков ( $L_1$  -  $L_3$ ), периметров (P) и площадей (S) фигур, образованных замкнутой контуром на эхограммах: А - продольного среза и Б - поперечного среза семенника.

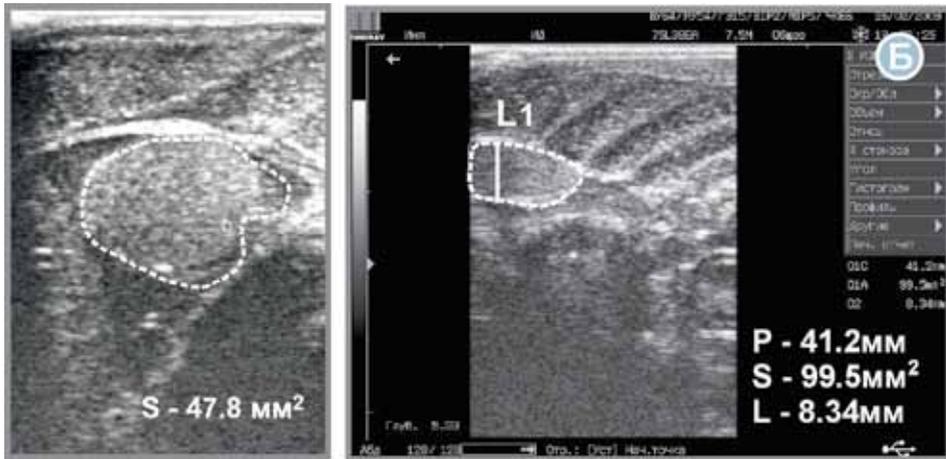
Необходимые измерения линейных размеров внутренних органов можно легко провести (в прямоугольной системе координат), в режиме «В» при поперечном и продольном сканировании.

Для определения объема гонад осуществляется условная сегментация (разделение) их на доли (в зависимости от продольных изменений их формы) (Рисунок 188). Это позволяет упростить вычисление суммарных объемов гонад, рассчитывая объемы отдельных долей (сегментов) с помощью аппроксимации их классическими геометрическими фигурами (эллипсоидами вращения, цилиндрами, усеченными конусами и т.д.).

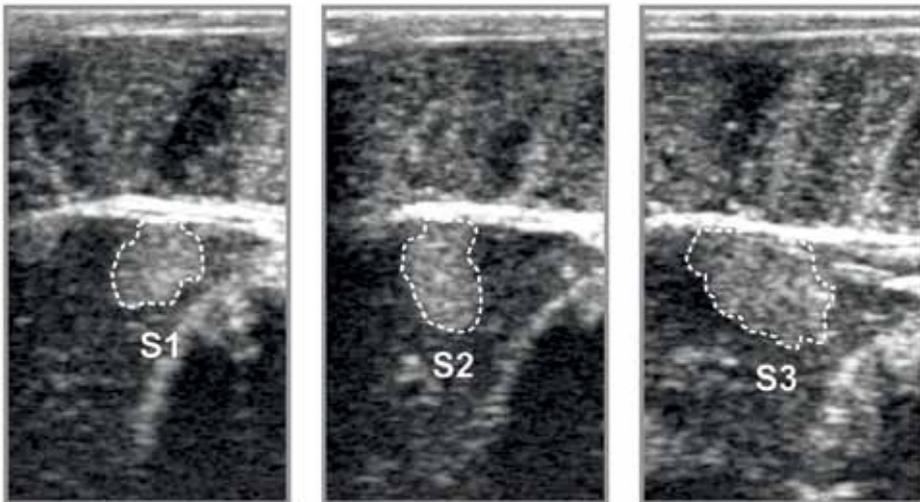


**Рисунок 188:** Сегментарное деление гонад различных стадий зрелости на доли: А – IV стадия зрелости; Б – III стадия зрелости; В – II стадия зрелости.

Автоматическое вычисление площадей замкнутых областей ( $S_i$ ), образованных контурами на эхограммах «контрольных» поперечных срезов отдельных сегментов гонад (Рисунок 189), и непосредственное измерение длины каждого сегмента ( $L_i$ ) (между поперечными срезами) по внешней поверхности рыбы позволяют получить исходные данные для вычисления объемов отдельных сегментов (Рисунок 190).



**Рисунок 189:** Автоматическое измерение площадей замкнутых областей ( $S_i$ ), поперечных срезов отдельных сегментов семенника на эхограмме.



**Рисунок 190:** Примеры эхограмм поперечных срезов отдельных сегментов яичника русского осетра для измерения площадей ( $S_1$ - $S_3$ ).

В этом случае, вычисление объемов отдельных сегментов гонад ( $V_g$ ) рекомендуется производить с помощью следующих формул:

1. В случае если сегмент имеет форму, близкую к цилиндру:  $V_{g_i} = S_i L_i$ ;
2. В случае если сегмент имеет форму близкую к усеченному конусу или пирамиде:

$$V_{g_i} = \frac{1}{3} L_i (S_i + S_{i+1} + \sqrt{S_i S_{i+1}})$$

где  $S_i$  – площадь  $i$ -го поперечного сечения гонады;  $L_i$  – длина  $i$ -го сегмента (доли) гонады;  $S_{i+1}$  – площадь  $i+1$ -го поперечного сечения гонады.

Точность вычисления объема гонады с помощью данных формул будет определяться количеством сегментов (и наоборот), а также степенью продольных изменений формы гонады.

Для снижения ошибки вычислений можно вводить поправочные коэффициенты, определяемые с помощью регрессионного анализа вычисленных и истинных объемов гонад в ходе контрольных измерений для каждого вида осетровых рыб (на различных стадиях зрелости).

Вычисленные с помощью УЗИ объемы яичников IV стадии зрелости и объемы зрелых ооцитов (по измеренным на эхограммах диаметрам (Рисунок 191) или по отобраным путем биопсии икринкам позволяют прогнозировать абсолютную плодовитость самок перед получением икры.

Например, объем ооцитов ( $V$ ) может быть вычислен с помощью формулы, приведенной в работе Ленхардт и др. (Lenhardt *et al.*, 2004), для икры русского осетра дунайской популяции:

$$V = \frac{4}{3} \times \pi \times \frac{D_1^2 D_2}{2}$$

где  $D_1$  и  $D_2$  представляют больший и меньший диаметры икринки соответственно.

Ошибки подобных измерений и расчетов объемов гонад осетровых будут снижаться с приобретением опыта и адаптации методов и процедур стандартных расчетов, применяемых в медицине.



**Рисунок 191:** Определение размера икринки ( $D_1$ ) на эхограмме яичника стерляди.

В ближайшем будущем использование метода УЗИ-диагностики позволит проводить неинвазивный мониторинг половой структуры и динамики гаметогенеза в рамках фундаментальных исследований по оценке гиногенетического потомства различных видов осетровых (Бадртдинов *и др.*, 2008), диспермного андрогенеза редких и исчезающих видов осетровых (Grunina *et al.*, 2009), влияния различных факторов на регуляцию развития гонад (Wuertz *et al.*, 2005) и других направлений экспериментальных работ, проводившихся в последние годы с различными видами осетровых в живой генетической коллекции Южного филиала Федерального селекционно-генетического центра рыбоводства.

## ПРИЛОЖЕНИЯ

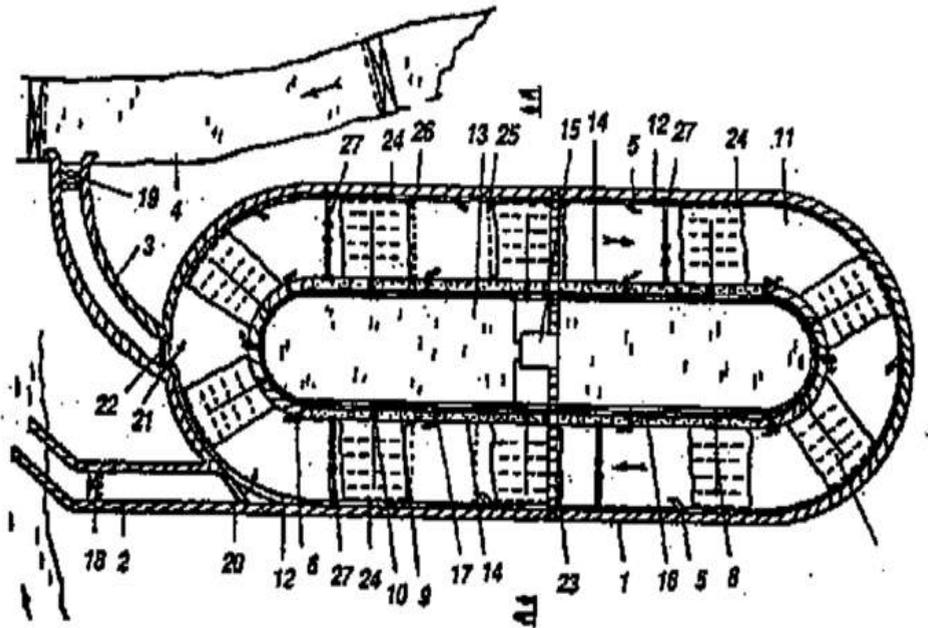
## Приложение I.

Список видов *Acipenseriformes*

Латинское наименование	Русское название	Английское название
<i>Acipenser baerii</i>	Сибирский осётр	Siberian sturgeon
<i>Acipenser brevirostrum</i>	Короткорылый осётр	Shortnose sturgeon
<i>Acipenser dabryanus</i>	Корейский осётр	Yangtze (Changjiang) sturgeon
<i>Acipenser fulvescens</i>	Озёрный осётр	Lake sturgeon
<i>Acipenser gueldenstaedtii</i>	Русский осётр	Russian sturgeon
<i>Acipenser medirostris</i>	Зелёный осётр	Green sturgeon
<i>Acipenser mikadoi</i>	Сахалинский осётр	Sakhalin sturgeon
<i>Acipenser naccarii</i>	Адриатический осётр	Adriatic sturgeon
<i>Acipenser nudiiventris</i>	Шип	Ship sturgeon
<i>Acipenser oxyrinchus</i>	Атлантический осётр	Atlantic sturgeon
<i>Acipenser persicus</i>	Персидский осётр	Persian sturgeon
<i>Acipenser ruthenus</i>	Стерлядь	Sterlet
<i>Acipenser schrenckii</i>	Амурский осётр	Amur sturgeon
<i>Acipenser sinensis</i>	Китайский осётр	Chinese sturgeon
<i>Acipenser stellatus</i>	Севрюга	Stellate sturgeon
<i>Acipenser sturio</i>	Атлантический осётр	Atlantic (Common sturgeon)
<i>Acipenser transmontanus</i>	Белый осётр	White sturgeon
<i>Huso dauricus</i>	Калуга	Kaluga
<i>Huso huso</i>	Белуга	Beluga
<i>Pseudoscaphirhynchus fedtschenkoi</i>	Сырдарьинский лжелопатонос	Syr-Dar shovelnose sturgeon
<i>Pseudoscaphirhynchus hermanni</i>	Малый Амударьинский лжелопатонос	Small Amu-Dar shovelnose sturgeon
<i>Pseudoscaphirhynchus kaufmanni</i>	Большой Амударьинский лжелопатонос	Large Amu-Dar shovelnose sturgeon
<i>Scaphirynchus albus</i>	Лопатонос бледный	Pallid sturgeon
<i>Scaphirynchus platyrhynchus</i>	<b>Лопатонос</b>	Shovelnose sturgeon
<i>Scaphirynchus suttkusi</i>	Алабамский осётр	Alabama sturgeon
<i>Polyodon spathula</i>	Веслонос	Paddlefish
<i>Psephurus gladius</i>	Китайский веслонос	Chinese paddlefish

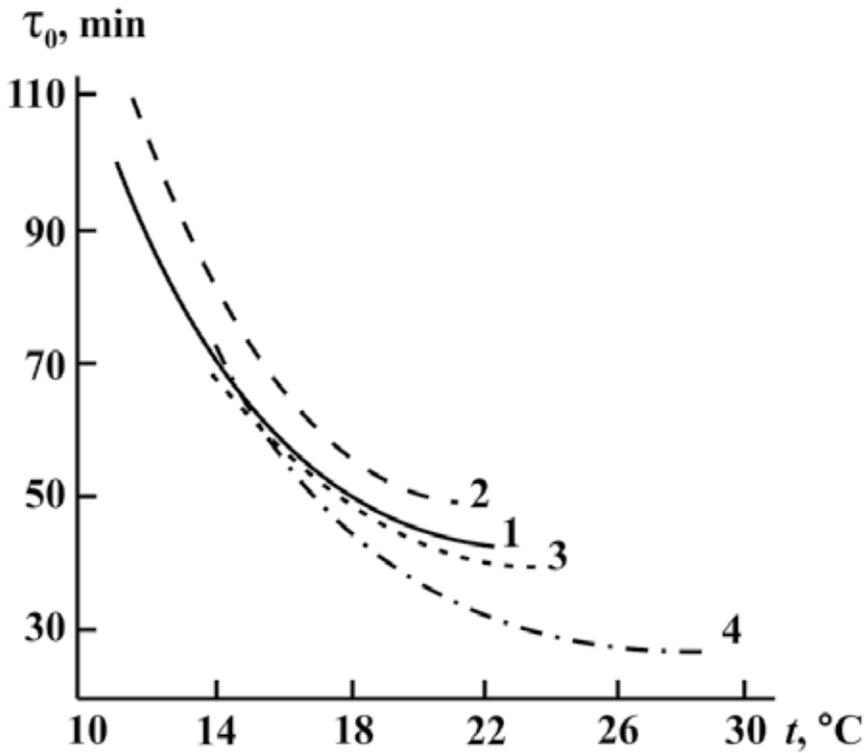
**Искусственное внерусловое нерестилище с обеспечением условий псевдомиграции производителей осетровых для контролируемого естественного воспроизводства осетровых**

В нерестилище обеспечен контроль гидрологического режима для создания условий: движения производителей осетровых против течения воды, имитирующего нерестовые миграции производителей; очистки нерестового субстрата после нереста; выдерживания предличинок и т.д. (Чебанов, 1998).



- 1- Кольцевой нерестовый канал
- 2- Канал для пропуска и ската производителей
- 3- Канал для ската молоди
- 4- Выростной водоём
- 5- Отбойные козырьки
- 6- Эжекционная флейта
- 7- Нерестовые гряды
- 8- Промывочная флейта
- 9; 16- Кольцевые водяные трубопроводы
- 10; 17- Запорные вентили
- 11- Плёт
- 12- Личиночно-сборный лоток
- 13- Внутренняя ёмкость

- 
- 14- Дренажные кассеты
  - 15- Насосная станция
  - 18;19- Шлюзы регуляторы
  - 20; 21- Защитные сетки и запорные заслонки
  - 22- Съёмная крупноячеистая заградительная сетка
  - 23- Переходные мостки
  - 24- Сетчатые экраны
  - 25- Пазы для съёмных сетчатых заградительных решёток
  - 26- Заградительные решётки
  - 27- Подвижные поверхностные промывочные флейты.

Зависимость между  $\tau_0$  и температурой для четырех видов осетровых

1 – Стерлядь (*Acipenser ruthenus*), 2 – белуга (*Huso huso*), 3 – русский осетр (*A. gueldenstaedtii*), 4 – севрюга (*A. stellatus*) (Детлаф, 1961; Игумнова, 1975, 1985).

## Приложение IV.

Эффективная численность популяции ( $N_e$ )

Эффективная численность популяции (скрещивающихся особей)  $N_e$  осетровых (для одной исчезающей субпопуляции/популяции) следует использовать при проведении любых воспроизводственных работах для поддержания (восстановления) численности популяций или реинтродукции, при воспроизводстве генераций для одного годового класса (для достижения эффективной численности популяции  $N_{e(GEN)} = 100$  и максимального уровня инбридинга/поколения  $\Delta F_{max} = 0.50\%$ ) (по ASMFC, 1996).

Вид	Средний возраст самок при первом созревании, лет	Эффективное количество скрещиваний, $N_e$	$N_e$ /поколение	Число самок/число самцов, <sup>1</sup> заготовленных на одних и тех же участках рек, рекомендуемое для ежегодного использования при искусственном воспроизводстве
Белуга	14	100	7	4/3 3/4 5/2 2/5
Русский осетр	9	100	12	6/6 7/5 5/7
Севрюга	7	100	14	7/7 8/6 6/8
Шип	12	100	8	4/4 3/5 5/3
Стерлядь	5	100	20	10/10 11/9 9/11

<sup>1</sup> -При искусственном осеменении не следует смешивать сперму, полученную от нескольких самцов-доноров.

Где:  $1/N_e = 1/(N_m) + 1/(N_f)$  и  $\Delta F = 1/(2 N_e) = 1/(8N_m) + 1/(8N_f)$

$N_m$  - число самцов

$N_f$  - число самок

$N_{e/GI} = \Delta(N_{e,1} + N_{e,2} + N_{e,3} + \dots + N_{e,GI})$ ,

Где  $G_I$  - межнерестовый интервал.



## СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Акимова Н.В., Горюнова В.Б., Микодина Е.В., Никольская М.П., Рубан Г.И., Соколова С.А., Шагаева И.Г. и Шатуновский М.И.** 2004. *Атлас нарушений в гаметогенезе и строении молоди осетровых*. М.: ВНИРО. 120 с.
- Аргюхин Е.Н.** 2008. *Осетровые (экология, географическое распространение и филогения)*. С-Пб.: Изд-во С-Пб. ун-та. 137 с.
- Аскеров М.К.** и Сидоров П.А. 1964. Биология листоногих раков в прудах осетровых рыбоводных заводов и борьба с ними. Тр. АзЧерНИРО. 4(1): 83-97.
- Ахундов М.М.** 1997. *Пластичность дифференцировки пола у осетровых рыб*. Баку: ЭЛМ. 197 с.
- Ахундов М.М.** 1999. *Пластичность дифференцировки пола у осетровых рыб (гормональные и экологические аспекты)*. Автореф. ... дисс. докт. биол. наук. Баку: Инст. физиол. АН Азербайджана. 45 с.
- Баденко Л.В., Дорошева А.В., Корниенко Г.Г. и Чихачёва В.П.** 1984. Эколого-физиологические основы повышения эффективности заводского разведения азовских осетровых. *Воспроизводство рыбных запасов Каспийского и Азовского морей*. (Ред.) И.Б. Буханевич. М.: ВНИРО. С. 88–101.
- Бадртдинов О.А., Ковалёв К.В., Лебедева Е.Б., Васильева Е.Д., Рекубратский А.В., Грунина А.С., Чебанов М.С. и Васильев В.П.** 2008. Однополо-мужской состав гиногенетического потомства севрюги *Acipenser stellatus* (Pisces, Acipenseridae). Доклады РАН. 423(1): 120-123.
- Баранникова И.А.** 1970. Новые данные о реакции популяции осетровых на нарушение условий миграции и размножения. Тр. ЦНИОРХ 2: 12–19.
- Баранникова И.А.** 1975. *Функциональные основы миграции рыб*. Л.: Наука. 210 с.
- Баранникова И.А.** 1979. Состояние и основные задачи осетроводства в современный период. Биологические основы развития осетрового хозяйства в водоёмах СССР. (Ред.) И.А. Баранникова и Л.С. Бердичевский М.: Наука. С. 49–58.
- Баранникова И.А.** и Боев А.Н. 1977. *Методические указания по применению метода гипофизарных инъекций в осетроводстве*. М.: Главрыбвод. 24 с.
- Беляева Е.С.** 1983. Об аномалиях в развитии личинок осетровых. *Комплексное использование биологических ресурсов Каспийского и Азовского морей*. (Ред.) В.Н. Беляева. Тез. докл. Всесоюзн. конф. молодых учёных и специалистов. М.: ВНИРО. С. 12–13.

- Берг Л.С.** 1948. *Рыбы пресноводных вод СССР и сопредельных стран*. М.: Изд-во АН СССР, т. 1. 468 с.
- Богатова И.Б., Тагирова Н.А. и Овчинникова В.В.** 1975. *Руководство по промышленному культивированию в садках планктонных животных для кормления личинок и молоди рыб*. М.: ВНИИПРХ. 50 с.
- Богданова Л.С.** 1972. Сравнение перехода на активное питание личинок русского и сибирского осетров при разной температуре. *Труды ЦНИОРХ*. IV: 217–223.
- Бородин Н.А.** 1897. Отчёт об экскурсии с зоологической целью летом 1895 г. на крейсере “Уралец” в северной части Каспийского моря. *Вестн. Рыбопромышленности*, 12(1): 1–31.
- Борзенко М.П.** 1942. Каспийская севрюга (Систематика биология и промысел). *Изв. Азерб. науч.-исслед. рыбхоз. станции*. 7: 3–114.
- Бойко Н.Е.** 2008. *Физиологические механизмы адаптивных функций в раннем онтогенезе русского осетра *Acipenser gueldenstaedtii* Brandt*. Автореф. дисс. ... докт. биол. наук. С-Пб.: 31 с.
- Бойко Н.Е. и Григорьян Р.А.** 2002. Влияние тиреоидных гормонов на запечатление химических сигналов в раннем онтогенезе осетра *Acipenser gueldenstaedtii* Brandt. *Ж. эвол. биохим. и физиол.* 38(2): 169–172.
- Бойко Н.Е., Григорьян Р.А. и Чихачёв А.С.** 1993. Обонятельный импринтинг молоди осетра *Acipenser gueldenstaedtii*. *Ж. эвол. биохим. и физиол.* 29(5-6): 509–514.
- Бурлаченко И.В. и Бычкова Л.И.** 2005. Способ клинической оценки состояния осетровых рыб при их культивировании в установках с замкнутым циклом водообеспечения. М.: *Рыбное хозяйство*. 6: 70–72.
- Бурцев И.А.** 1969. *Метод получения икры от самок рыб*: Авторское свидетельство СССР, № 244793.
- Васильева Е.Д., Куга Т.И. и Чебанов М.С.** 2010. Характер наследования некоторых количественных морфологических признаков у реципрокных гибридов севрюги *Acipenser stellatus* и белуги *H. huso* (Acipenseridae). *Вопросы ихтиологии*. 50(1): 24–31.
- Воробьева Э.И. и Марков К.П.** 1999. Ультраструктурные особенности икры у представителей Acipenseridae в связи с биологией размножения и филогенией. *Вопросы ихтиологии*. 39(2): 197–209.
- Воробьева А.А. и Никонова Р.С.** 1987. Гаммариды *Dikerogammarus haetobaphes* (Eichwald) и *Niphargoides maeoticus* (Sowinsky) как объект культивирования. *Гидробиологический журнал*. 23(6): 52–56.

- Воробьева О.А. и Подушка С.Б.** 1999. Вариабельность числа микропиле в яйцах донского осетра *Acipenser gueldenstaedtii*. С-Пб.: *Научно-технический бюллетень лаборатории ихтиологии ИНЭНКО*. 1: 24-28.
- Галич Е.В.** 2000а. *Эколого-морфологические особенности развития осетровых рыб р. Кубань в раннем онтогенезе при управлении сезонностью их размножения*. Автореф. ... дисс. канд. биол. наук. Краснодар: 20 с.
- Галич Е.В.** 2000б. Эколого-морфологическая характеристика и нейрофармакологическое экспресс-тестирование молоди различных видов осетровых, выращенной в бассейнах. «*Осетровые на рубеже XXI века*» Тез. докл. межд. конф, Астрахань: КаспНИИРХ. С. 227–229.
- Гербильский Н.Л.** 1957. Пути развития внутривидовой биологической дифференциации, типы анадромных мигрантов и вопрос о миграционном импульсе у осетровых. *Уч. зап. ЛГУ*, 228: 11–32.
- Гинзбург А.С.** 1968. *Оплодотворение у рыб и проблема полиспермии*. М.: Наука. 358 с.
- Голованова Т.С., Климонов В.О., Дубов В.Е. и Никоноров С.И.** 2004. Действие анестетиков каиновой группы на молодь и производителей русского осетра (*A. gueldenstaedtii*). Материалы докл. III Международн. науч.-практ. конф. *Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития*. Астрахань: Нова. С. 162–168.
- Головин П.П.** 2001. Проблема перенасыщения воды газами в аквакультуре. *Рыбное хозяйство. Серия Болезни гидробионтов в аквакультуре. Аналит. и реф. информ.* М.: ВНИЭРХ. Вып. 3: 15–23.
- Гончаров Б.Ф.** 1981. Приложение 2. Использование продолжительности созревания ооцитов осетровых рыб *in vitro* как критерий отбора производителей для скрещивания. *Развитие осетровых рыб*. (Ред.) Т.А. Детлаф, А.С. Гинзбург и О.И. Шмальгаузен. М.: Наука. С. 189-190.
- Гончаров Б.Ф.** 1998. *Гормональная регуляция заключительных стадий оогенеза у низших позвоночных животных (теоретические и практические аспекты)*. Автореф. ... дисс. докт. биол. наук. М.: ИБР РАН: 64 с.
- Гончаров Б.Ф., Игумнова Л.В, Полупан И.С. и Савельева Э.А.** 1991. Сравнение действия синтетического аналога гонадотропин-рилизинг гормона и гипофизов осетровых рыб. *Онтогенез*. 22(5): 514–524.
- Горбачёва Л.Т.** 1977. О повышении эффективности работы осетровых заводов Дона. *Воспроизводство рыб Азовского и Каспийского морей*. М.: Тр. ВНИРО, Т. СХХVII А. С. 124–131.
- Горюнова В.Б., Шагаева В.Г. и Никольская М.П.** 2000. Анализ аномалий строения личинок и молоди осетровых рыб Волго-Каспийского бассейна в условиях искусственного воспроизводства. *Вопросы ихтиологии*, 40(6): 804–809.

- Груслова А.Б. и Тренклер И.В.** 2001. Возможности повторного использования самцов русского осетра (*A. gueldenstaedtii* Br.) для рыбоводных целей. «Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития». 2-я Международ. науч.-практ. конф. Астрахань: Нова. С. 22–23.
- Гуртовой Н.Н., Матвеев Б.С. и Держинский Ф.Я.** 1976. *Практическая зоотомия позвоночных*. М.: Высшая школа. 351 с.
- Девидина Г.В. и Гаджиева А.Р.** 1996. Динамика морфологического развития вкусовой системы в раннем онтогенезе двух представителей осетровых – *Acipenser nudiiventris* и *A. Persicus*. *Вопросы ихтиологии*. 36(5): 674–686.
- Державин А.Н.** 1922. Севрюга (*Acipenser stellatus* Pallas). *Биологический очерк*. Баку: Изв. Бакинской итиолог. лаб. С. 1–393.
- Детлаф Т.А., Гинзбург А.С. и Шмальгаузен О.И.** 1981. *Развитие осетровых рыб*. М.: Наука. 224 с.
- Дехта А.В.** 1996. Использование параметра флуктуирующей асимметрии в качестве показателя стабильности развития. *Основные проблемы рыбного хозяйства и охраны рыбохозяйственных водоёмов Азовского бассейна*. Ростов-на-Дону: Полиграф. С. 265-270.
- Дехта А.В. и Цветненко Ю.Б.** 1996. Флуктуирующая асимметрия в природных популяциях осетра и севрюги в Азовском море. *Основные проблемы рыбного хозяйства и охраны рыбохозяйственных водоёмов Азовского бассейна*. Ростов-на-Дону: Полиграф. С. 270-272.
- Дюбин В.П. и Киселева С.Г.** 1983 Адаптация молоди осетровых к морской воде при разных температурах и различной накормленности. *Биологические основы осетроводства*. М.: Наука. С. 167-178.
- Желтенкова М.В.** 1964. Питание осетровых рыб южных морей. *Осетровые южных морей Советского Союза*. М.: Тр. ВНИРО. 54(2): 9-48.
- Жукинский В.Н.** 1986. *Влияние абиотических факторов на разнокачественность и жизнеспособность в раннем онтогенезе*. М.: Агропомиздат. 245 с.
- Заикина А.И.** 1975. *Повышение продуктивности прудов осетроводных заводов*. М.: Пищевая промышленность. 111 с.
- Захаров В.М. и Кларк Д.М.** (ред.). 1993. *Биотест: интегральная оценка здоровья экосистем и отдельных видов*. М.: Московское отделение международного фонда «Биотест». 68 с.
- Зубова С.Э.** 1971. Сроки дифференцировки гонад и соотношение самцов и самок у молоди волжской стерляди. *Вопросы ихтиологии*. 11(3): 524-526.
- Игумнова Л.В.** 1975. *Рекомендации по биотехнике заводского разведения белуги*. М.: Главрыбвод МРХ СССР. 27 с.

- Инструкция по применению минеральных удобрений в рыбоводных прудах различных почвенно-климатических зон СССР.** 1979. М.: ВНИИПРХ. 35 с.
- Казаков Р.В. и Титов С.В.** 1998. Популяционно-генетическая организация *Salmo salar* L. *Атлантический лосось*. Ред. Р.В. Казаков. С-Пб.: Наука. С. 43–72.
- Казанский Б.Н.** 1975. Закономерности гаметогенеза и экологическая пластичность размножения рыб. *Экологическая пластичность половых циклов и размножения рыб*. (Ред.) И.А. Баранникова. Л.: ЛГУ. С. 3–32.
- Казанский Б.Н., Феклов Ю.А., Подушка С.Б. и Молодцов А.Н.** 1978. Экспресс-метод определения степени зрелости гонад у производителей осетровых. *Рыбное хозяйство*. 2: 24–27.
- Казанский Б.Н. и Молодцов А.Н.** 1974. *Рекомендации по работе с производителями осетровых, мигрантами разного типа, по непрерывному графику в цехах с регулируемой температурой воды*. М.: Главрыбвод МРХ СССР. 59 с.
- Казарникова А.В. и Шестаковская Е.В.** 2005. *Основные заболевания осетровых рыб в аквакультуре*. М.: ВНИРО. 104 с.
- Касимов Р.Ю.** 1980. *Сравнительная характеристика поведения дикой и заводской молоди осетровых в раннем онтогенезе*. Баку: Элм. 135 с.
- Касимов Р.Ю.** 1987. *Эколого-физиологические особенности развития ценных промысловых рыб Азербайджана*. Баку: Элм. 169 с.
- Козлов А.Б., Никоноров С.И. и Витвицкая Л.В.** 1989. Формирование адаптивных возможностей молоди севрюги при выращивании в разных экологических условиях. *Осетровое хозяйство водоемов СССР*. Краткие тезисы научных докладов к предстоящему Всесоюзному совещанию. Астрахань: КаспНИИРХ, Ч. I. С. 147–148.
- Кокоза А.А.** 2004. *Искусственное воспроизводство осетровых рыб*. Астрахань: АГТУ. 208 с.
- Константинов А.С., Зданович В.В., Пушкарь В.Я., Речинский В.В. и Костоева Т.Н.** 2005. Рост и энергетика молоди стерляди в оптимальном стационарном терморегиме и при плавании в термоградиентном пространстве в зависимости от накормленности рыб. *Вопр. ихтиологии*. 45(6): 831–836.
- Коржув П.А., Никольская И.С. и Родзиевская Л.И.** 1960. Дыхание икры осетровых рыб в период инкубации. *Вопросы ихтиологии*. 14: 113–118.
- Коуржил Й., Хамачкова Й., Ступка З., Микодина Е.В., Седова М.А. и Вахта Р.** 2004. Влияние температуры на чувствительность севрюги (*Acipenser stellatus*) к анестезирующему действию гвоздичного масла. *«Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития»*. III международ. научн.-практич. конф. Астрахань: БИОС. С. 184–186.

- Краснодембская К.Д.** 1994. *Методические указания к оценке физиологической полноценности личинок костистых и осетровых рыб, выращиваемых на рыбоводных заводах, по реакциям пигментных клеток (меланофоров)*. С-Пб.: Главрыбвод. 39 с.
- Краюшкина Л.С.** 1983. Функциональная сформированность осморегуляторной системы молоди осетровых в зависимости от размеров и возраста. *Биологические основы осетроводства*. (Ред.) И.А. Баранникова и Л.С. Бердичевский. М.: Наука. С. 158–166.
- Крупий В.А., Григорьева Т.Н. и Отпущенникова В.Л.** 2005. Результаты определения коэффициента уловистости бонитировочного трала для молоди осетра массой выше принятого стандарта. *Рыбохозяйственные исследования на Каспии*. Ред. М.И. Карпюк. Результаты НИР за 2004 год. Астрахань: КаспНИРХ. С. 575–579.
- Крупий В.А. и Колодкова А.Г.** 1996. Динамика развития кормовой базы и её влияние на рацион и выживаемость молоди русского осетра. *Состояние и перспективы научно-практических разработок в области марикультуры России*. (Ред.) Л.А. Душкина. Ростов-на-Дону: ВНИРО. 35 с.
- Куфтина Н.Д., Зайцева И.И. и Новиков Г.Г.** 1984. Влияние температуры на некоторые морфо-физиологические параметры икры пинагора (*S cyclopterus lumpus* L.) в период эмбрионального развития. Биологические основы рыбоводства. *Актуальные проблемы экологической физиологии и биохимии рыб*. (Ред.) М.И. Шатуновский. М.: Наука. С. 66-84.
- Кукурадзе А.М., Кирилюк М. М. и Сальников Н.Е.** 1975. Характеристика состояния половых желез самок осетра северо-западной части чёрного моря в условиях зарегулирования стока. М.: *Труды ВНИРО*. С. 112–130.
- Купинский С.Б. и Янченко Ю.К.** 2001. Расчёт плотности посадки личинок осетровых в лотки при подращивании. *Рыбоводство и рыболовство*. 1: 67–68.
- Кушнарченко А.И.** 1971. К вопросу о качественной оценке искусственно выращенной молоди осетровых. Астрахань: *Труды ЦНИОРХ*. 3: 168–174.
- Кузина В.Ф.** 2005. Методы учёта хромосомных aberrаций. *Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство*. (Ред.) В.В. Войнова. Ростов-на-Дону: Эверест. С. 56–59.
- Лабенец А.В. и Никифоров А.И.** 1999. Положительный опыт использования калифорнийского червя для выращивания молоди русского осетра. «*Ресурсосберегающие технологии в аквакультуре*». Материалы II международного симпозиума. Краснодар: Здравствуйте. С. 204.
- Лайус Д.Л., Грэм Д.Х., Католикова М.В. и Юрцева А.О.** 2009. Флуктуирующая асимметрия и случайная фенотипическая изменчивость в популяционных исследованиях: история, достижения, проблемы, перспективы. *Вестник Санкт-Петербургского университета. Серия Биология*. 3: 98-110.

- Левин А.В.** 1989. Некоторые особенности поведения молоди осетровых Волго-Каспийского бассейна. *Морфология, экология и поведения осетровых*. (Ред.) Д.С. Павлов и Ю.Н. Сбикин. М.: Наука. С. 141–151.
- Литвиненко Л.И., Мамонтов Ю.П., Иванова О.В., Литвиненко А.И. и Чебанов М.С.** 2000. *Инструкция по использованию артемии в аквакультуре*. Тюмень: СибРыбНИИпроект. 58 с.
- Лукияненко В.И., Касимов Р.Ю. и Кокоза А.А.** 1984. *Возрастно-весовой стандарт заводской молоди каспийских осетровых*. Волгоград: Волгоградская правда. 229 с.
- Маилян Р.А.** 1971. *Руководство по разведению молоди промысловых рыб Азербайджана (осетровых, лососевых и частичковых)*. Баку: Азербайджанское отделение ЦНИОРХ. 62 с.
- Макаров Э.В.** 1970. Оценка динамики и структуры стада азовских осетровых. М.: *Труды ВНИРО* Т. 71: 96–115.
- Мальцев А.В. и Меркулов Я.Г.** 2006. Биометрический метод определения пола осетровых в частности, русского осетра *Acipenser gueldenstaedtii* (Acipenseridae) азовской популяции. М.: *Вопросы ихтиологии*. 46(4): 536–540.
- Мамедов Ч.А.** 2000. Новая технология подавления сапролегниевых грибков на этапе эмбриогенеза осетровых. «*Осетровые на рубеже XXI века*». Международ. конф. Астрахань: КаспНИИРХ. С. 262–263.
- Марти В.Ю.** 1940. Систематика и биология кавказского побережья Чёрного моря. *Зоол. журн.* 19(6): 865–872.
- Матишов Г.Г., Пономарев С.В. и Пономарева Е.Н.** 2007. *Инновационные технологии индустриальной аквакультуры в осетроводстве*. (Ред.) Пономарёв С.В. Ростов-на Дону: ЮНЦ РАН. 368 с.
- Мильштейн В.В.** 1982. *Осетроводство*. М.: Пищевая промышленность. 150 с.
- Миронов С.Г.** 1994. *Адаптации личинок некоторых карповых и осетровых рыб к химическому фону стартовых комбикормов (поведенческие и рыбоводные аспекты)*. Автореф. ... дисс. канд. биол. наук УОП КГТУ, Калининград: 24 с.
- Моисеева Е.Б., Фёдоров С.И. и Парфёнова Н.А.** 1997. О нарушениях строения половых желёз у самок осетровых (Acipenseridae) Азовского моря. *Вопросы ихтиологии*. 37(5): 660–666.
- Некрасова С.О.** 2006. *Повышение эффективности выращивания молоди северюги (Acipenser stellatus Pallas) и веслоноса (Polyodon spathula Walbaum) на основе особенностей их поведения в раннем онтогенезе*. Автореф. ... дисс. канд. биол. наук Астрахань: 24 с.

- Никоноров С.И. и Витвицкая Л.В.** 1993. *Эколого-генетические проблемы искусственного воспроизводства осетровых и лососевых рыб.* М.: Наука. 254 с.
- Нинуа Н. Щ.** 1976. *Атлантический осётр реки Риони (Atlantic sturgeon Rioni River).* Тбилиси: Метсниереба. 122 с.
- Орлов Г.И. и Гаранов В.И.** 1977. Механизация производственного процесса при инкубации икры осетровых. М.: *Рыбное хозяйство.* 3: 32–33.
- Орлов Ю.И., Кружала Е.И., Аверина И.А. и Ильичева Т.И.** 1974. *Транспортировка живой рыбы в герметических емкостях.* М.: Пищевая промышленность. 97 с.
- Павлов Д.С.** 1966. Особенности миграций молоди полупроходных рыб. *Вопросы ихтиологии.* 6(3): 539-548.
- Павлов Д.А.** 2006. Метод оценки качества спермы рыб. *Вопросы ихтиологии.* 46(3): 384-392.
- Павлов Д.С., Сабуренков Е.Н.** 1974. Скорости и особенности движения рыб. *Основные особенности поведения и ориентации рыб.* М.: Наука. 155-187.
- Пальмер П.Е.С., Брейер Б., Вругуеро С.А., Гарби Х.А., Голдберг Б.Б., Тан Ф.Е., Вачира М.В. и Вэйлл Ф.С.** 2000. *Руководство по ультразвуковой диагностике.* Женева: Всемирная организация здравоохранения. 334 с.
- Персов Г.М.** 1941. К вопросу о выращивании осетра в связи с использованием гипофизарных инъекций. *Метод гипофизарных инъекций и его роль в воспроизводстве рыбных запасов.* (Ред.) Н.Л. Гербильский. Л.: ЛГУ. С. 42-50.
- Персов Г.М.** 1975. *Дифференцировка пола у рыб.* Л.: ЛГУ. 148 с.
- Петрова Т.Г.** 1978. *Предварительные рекомендации по биотехнике выращивания бестера в садках и бассейнах с использованием теплых вод.* М.: ВНИИПРХ. 9 с.
- Петрова Т.Г., Кривцов В.Ф., Козовкова Н.А., Кушнирова С.А., Мельченков Е.А. и Виноградов В.К.** 2001. Методика формирования коллекционных стад стерляди. *Сборник научно-технологической и методической документации по аквакультуре.* М.: ВНИРО. С. 212-221.
- Плохинский Н.А.** 1970. *Биометрия.* М.: МГУ. 367 с.
- Подушка С.Б.** 1986. *Способ получения икры от самок осетровых рыб.* Авторское свидетельство СССР №1412035.
- Подушка С.Б.** 1999. Изменчивость числа микропиле в яйцах стерляди *Acipenser ruthenus* С-Пб.: *Научно-технический бюллетень лаборатории ихтиологии ИНЭНКО.* 2: 39–45.

- Подушка С.Б.** 2003. О систематическом положении азовского осетра. С-Пб: *Научно-технический бюллетень лаборатории ихтиологии ИНЭНКО*. 7: 19-44.
- Подушка С.Б.** 2008а. К вопросу о числе микропиле в яйцах шипа (*Acipenser nudiventris* Lovetsky 1828). Осетровое хозяйство. 1: 82-87.
- Подушка С.Б.** 2008б. Половые различия в форме парных плавников у амурского осетра. *Осетровое хозяйство*. 2: 69-71.
- Подушка С.Б. и Левин А.В.** 1988. Использование аномалий обонятельного органа в качестве маркера выпускаемой рыбоводными заводами молоди осетровых. *Сборник научных трудов ГосНИОРХ*. 281: 132-137.
- Подушка С.Б. и Чебанов М.С.** 2007. Икорно-товарное осетроводство в Китае. С-Пб.: *Научно-технический бюллетень лаборатории ихтиологии ИНЭНКО*. 13: 5-15.
- Подушка С.Б. и Шебанин В.М.** 1996. «Лишняя» пара плавников у сибирского осетра. *Рыбоводство и рыболовство*. 3-4: 16.
- Пономарев С.В., Гамыгин Е.А., Никоноров С.Н., Пономарева Е.Н., Бахарева А.А. и Грозеску Ю.Н.** 2002. *Технология выращивания и кормления объектов аквакультуры юга России*. Астрахань: Нова. 263 с.
- Попова А.А., Пискунова Л.В. и Шевченко В.Н.** 2004. Биологические и технологические регламенты формирования и содержания маточных стад осетра и белуги в условиях ОРЗ дельты Волги. *Рыбохозяйственные исследования на Каспии*. Результаты НИР за 2003 год. Астрахань: КаспНИРХ: 496-502.
- Привезенцев Ю.А. и Липко Г.В.** 1987. Биологический способ борьбы с жаброногими раками в мальковых прудах. М.: Изв. *Тимиряз. с/х академии*. С. 178-188.
- Решетников Ю.С.** 2002. *Атлас пресноводных рыб России*: в 2 т. Т. 1. М.: Наука. 379 с.
- Ривкин В.Б. и Казанский Б.Н.** 1979. Влияние температурных воздействий на нейроэндокринную систему и гипофиз осетровых. *Биологические основы развития осетрового хозяйства в водоемах СССР*. М.: С. 180-188.
- Романов А.А., Романов Ал.А. и Беяева Е.С.** 2001. Мониторинг гистоморфологических нарушений гонадо-гаметогенеза осетровых рыб Волго-Каспийского региона. *Экология молоди и проблемы воспроизводства каспийских рыб*. *Сборник научных трудов*. (Ред.). Е.С. Беяева. М.: ВНИРО. С. 246–268.
- Романов Н.С.** 2001. Флуктуирующая асимметрия лососей заводского и естественного воспроизводства. *Чтения памяти Владимира Яковлевича Леванидова*. 1. Владивосток: Дальнаука. С. 328–335.

- Ручин А.Б.** 2007. Влияние фотопериода на рост, физиологические и гематологические показатели молоди сибирского осетра *Acipenser baerii*. *Известия Ран. Биологическая серия*. 6: 698-704.
- Сафронов А.С., Солохин И.В., Николаев А.И., Бурлаченко И.В., Филипова О.П. и Дудин К.В.** 2006. Использование эндоскопа для раннего прижизненной диагностики осетровых. *Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития* (Ред.) В.В. Судакова. Докл. IV Междунар. науч.-практ. конф. М.: ВНИРО. С. 121-124.
- Сбкин Ю.Н.** 1973. *Возрастные изменения зрения рыб разной экологии в связи с особенностями их поведения*. Автореф. ... дисс. канд. биол. наук. М.: ИЭМЭЖ им. А.Н. Северцова АН СССР. 24 с.
- Сборник инструкций и нормативно-методических указаний по промышленному разведению осетровых рыб в Каспийском и Азовском бассейнах.** 1986. М.: ВНИРО. 272 с.
- Семенкова Т.Б., Баюнова Л.В., Колмаков Н.Н. и Баранникова И.А.** 2006. Использование анализа содержания половых стероидных гормонов для раннего определения пола у осетровых. «*Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития*». IV Международ. научн.-практич. конф. М.: ВНИРО. С. 124-126.
- Семенов К.И.** 1965. Влияние условий выдерживания производителей на их созревание после гипофизации и качество потомства на ранних этапах развития осетра. *Влияние качества производителей на потомство у рыб*. Киев: Наукова Думка. С. 123-142.
- Серебрякова Е. В.** 1985. Цитологические критерии оценки потомства рыб в аквакультуре. *Биологические основы аквакультуры в морях европейской части СССР*. М.: Наука. С. 91-96.
- Сорокина М.Н.** 2004. *Эффективность использования  $\alpha$ -токоферола и аскорбиновой кислоты при подготовке самок осетровых рыб к нересту*. Автореф. дисс. ... канд. биол. наук. Астрахань: 24 с.
- Судакова Н.В.** 1998. *Сравнительная эффективность синтеза в составе стартовых комбикормов для молоди осетровых рыб*. Автореф. дисс. ... канд. биол. наук. М.: ВНИИПРХ. 26 с.
- Сытина Л.А. и Тимофеев О.Б.** 1973. Периодизация развития осетровых (сем. Acipenseridae) и проблема изменчивости организмов. *Вопросы ихтиологии*, 13. 2(79): 275-291.
- Танькин В.В.** 1979. Характеристика рыбоводных качеств самцов стерляди и бестера, использованных для промышленного получения гибридов. *Осетровое хозяйство внутренних водоемов СССР*. Тезисы и рефераты II Всесоюзного совещания. Астрахань: С. 255-256.
- Тимошкина Н.Н.** 2009. *Внутривидовой генетический полиморфизм русского осетра (Acipenser gueldenstaedtii)*. Автореф. дис. ... канд. биол. наук: 03.00.15. М.: ИБР РАН. 23 с.

- Тимошкина Н.Н., Барминцева А.Е., Усатов А.В. и Мюге Н.С.** 2009. Внутривидовой генетический полиморфизм русского осетра (*Acipenser gueldenstaedtii*). *Генетика*. 45(9): 1250–1259.
- Тихомиров А.М. и Никоноров С.И.** 2000. Пути повышения экологической адекватности технологии искусственного воспроизводства осетровых. *Тезисы докладов - Международная конференция «Осетровые на рубеже 21 века»* Астрахань: КаспНИРХ. С. 275-277.
- Тихомиров А.М. и Хабумугиша Ж.Д.** 1997. Испытания макета нового устройства «Ихтиотест» на молоди русского осетра. *Вестник АГТУ*. 5: 97–98.
- Тренклер И.В. и Груслова А.Б.** 2006. Возможности получения спермы высокого качества от самцов осетра и белуги озимых и яровых форм. *«Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития»*. IV Международ. научно-практич. конф. М.: ВНИРО. С. 127-130.
- Трусов В.З.** 1964. Метод определения степени зрелости половых желез самок осетровых. *Рыбное хозяйство*. 1: 26-28.
- Трусов В.З.** 1972. Созревание половых желез Волго-Каспийского осетра (*Acipenser gueldenstaedtii*) в морской период жизни. *Труды ЦНИОРХ*. 4: 95-122.
- Трусов В.З. и Пашкин Л.М.** 1964. Об оптимальных дозировках в рациональном использовании спермы при осеменении икры осетровых. *Рыбное хозяйство*. 3: 16-17.
- Ходоревская Р.П., Рубан Г.И. и Павлов Д.С.** 2009. *Поведение, миграции, распределение и запасы осетровых рыб Волго-Каспийского бассейна*. М.: Т-во науч. изд. КМК, 242 с.
- Цепкин Е.А. и Соколов Л.И.** 1970. Белуга *Huso huso* (L.) в позднем голоцене. *Научн. докл. Высшей школы. Биологические науки*. 5: 11-16.
- Чебанов М.С.** 1996а. *Экологические основы воспроизводства проходных и полупроходных рыб в условиях зарегулированного стока (на примере реки Кубани)*. Автореф. дисс. ... докт. биол. наук. М.: ВНИПРХ. 47 с.
- Чебанов М.С.** 1996б. Экологические основы оптимизации воспроизводства осетровых рыб. *Рыбоводство и рыболовство*. 2: 9-12.
- Чебанов М.С.** 1996в. Осетровые в аквакультуре: перспективы ресурсосберегающих технологий. *Ресурсосберегающие технологии в аквакультуре*. Краснодар: Здравствуйте. С. 102-103.
- Чебанов М.С. и Галич Е.В.** 2008. Китайский осётр (*Acipenser sinensis* Gray): искусственное воспроизводство и оптимизация формирования маточного стада методами УЗИ-диагностики пола и стадий зрелости гонад. *Осетровое хозяйство*. 2: 43–58.

- Чебанов М.С. и Галич Е.В.** 2010. *Ультразвуковая диагностика осетровых рыб*. Краснодар: Просвещение-Юг. 135 с.
- Чебанов М.С., Галич Е.В. и Меркулов Я.Г.** 2008. Формирование и эксплуатация ремонтно-маточных стад осетровых рыб южного филиала федерального селекционно-генетического центра рыбоводства. *Породы и одомашненные формы осетровых рыб (Acipenseridae)*. М.: Минсельхоз РФ. С. 52–86.
- Чебанов М.С., Галич Е.В., Остапенко В.А. и Чмырь Ю.Н.** 2004. Производство пищевой Икры осетровых рыб в аквакультуре: от экспериментов к ускоренному промышленному производству. М.: *Рыбоводство* 3-4: 20-23.
- Чебанов М.С., Галич Е.В. и Чмырь Ю.Н.** 2004. *Руководство по разведению и выращиванию осетровых рыб*. М.: ФГНУ «Росинформагротех». 136 с.
- Чебанов М.С. и Савельева Э.А.** 1995. Осетровые хозяйства Азово-кубанского региона. *Современное состояние и перспективы развития*. (Ред.) Душкина Н.А. Тезисы международного симпозиума по марикультуре. М.: ВНИРО: 75-77.
- Чебанов М.С. и Савельева Э.А.** 1996. *Биотехнология воспроизводства осетровых рыб на основе полициклического использования мощностей рыбоводных заводов в современных экологических условиях*. Краснодар: КрасНИИРХ. 24 с.
- Чебанов М.С., Савельева Э.А., Староверов Н.А., Колос А.А. и Понкратьева (Галич) Е.В.** 1991. Методика длительного выдерживания производителей кубанской севрюги при регулируемом температурном режиме. *Итоги деятельности рыбохозяйственных институтов в XII Пятилетке и основные направления исследований на 1991-1995 гг.* Л.: ГосНИОРХ. С. 52-53.
- Чебанов М.С., Чмырь Ю.Н.** 2002. Новые методы оптимизации осетроводства. *Рыбоводство и рыболовство*. 1: 20-21.
- Чепуркина М.А., Чепуркин Ю.Г., Голова В.Г., Семёнова И.Н. и Соломинова Н.П.** 2008. К вопросу о влиянии длительной перевозки сеголеток сибирского живорыбным судном на их выживаемость и физиологическое состояние. *Осетровое хозяйство*. 2: 27–40.
- Чихачёв А.С.** 1996. Многолетний мониторинг генетической структуры азовских популяций осетровых рыб. *Первый конгресс ихтиологов России*. Тез. докл. М.: ВНИРО: С. 368–369.
- Чугунов Н.Л. и Чугунова Н.И.** 1964. Сравнительная промыслово-биологическая характеристика осетровых рыб Азовского моря. *Тр. ВНИРО*. 52: 87–182.
- Шевченко В.Н., Попова А.А. и Пискунова Л.В.** 2004. Влияние условий содержания domestцированных самок русского осетра на продолжительность межнерестового цикла. *Аквакультура осетровых рыб: достижения и перспективы развития*: материалы. докл. III Междунар. науч.-практ. конф. Астрахань: Нова. С. 139–141.

- Шилов В.И.** 1971. О расах, росте, созревании и повторности нереста стерляди Волгоградского водохранилища. *Осетровые в волгоградском и саратовском водохранилищах*. Тр. ГОСНИОРХ. 11: 112-153
- Щеглов М.В., Минеев С.В. и Витвицкая Л.В.** 2000. Опыт подращивания личинок осетровых на течении. *Международная конференция «Осетровые на рубеже 21 века»: Тезисы докладов*. Астрахань: КаспНИРХ. С. 286-288.
- Agh, N., Rosenthal, H., Sorgeloos, P & Motallebi, A.A.** (eds.) 2007. *Abstracts of the International Workshop on Advanced Techniques in Sturgeon Fish Larviculture*. March 12–14, 2007, Urmia, Iran. Artemia and Aquatic Animal Research Institute, Urmia University, Urmia, Iran. 135 pp.
- Amiri, B.M., Maebayashi, M., Adachi, S. & Yamauchi, K.** 1996. Testicular development and serum sex steroid profiles during the annual sexual cycle of the male sturgeon hybrid, the bester. *Journal of Fish Biology*, 48: 1039–1050.
- Arlati, G., Bronzi, P., Colombo, L. & Giovannini, G.** 1988. Induced breeding of the Italian sturgeon (*Acipenser naccarii*) raised in captivity. *Rivista Italiana Acquacoltura*, 23: 94–96.
- Arthur, J.R., Bondad-Reantaso, M.G. & Subasinghe, R.P.** 2008. Procedures for the quarantine of live aquatic animals: a manual. *FAO Fisheries Technical Paper* No. 502. Rome, FAO. 74 pp.
- Artyukhin, E.N.** 1995. On biogeography and relationships within the genus *Acipenser*. *The Sturgeon Quarterly*, 3(2): 6–8.
- ASMFC.** 1996. Breeding and stocking protocol for cultured Atlantic sturgeon. *Final Report from the Atlantic Sturgeon Aquaculture and Stocking Committee to the Atlantic States Marine Fisheries Commission's Atlantic Sturgeon Management Board*. Atlantic States Marine Fisheries Commission, Washington, DC. Special Report No. 68. 16 pp.
- Bahmani, M., Kazemi, R. & Hallajian, A.** 2005. Workshop on sturgeon sexing and gonad staging. *5th International Symposium on Sturgeon*, May 9–13, Ramsar, Iran. 20 pp.
- Bams, R.A.** 1976. Survival and propensity for homing as affected by presence or absence of locally adapted paternal genes in two transplanted populations of pink salmon (*Oncorhynchus gorbusha*). *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 33: 2716–2725.
- Barannikova, I.A., Bayunova, L.V. & Semenkova, T.B.** 2005. Serum sex steroids and their specific cytosol binding in the pituitary and gonads of Russian sturgeon (*Acipenser gueldenstaedtii* Brandt) during final maturation. *Journal of Applied Ichthyology*, 22: 331–333.
- Bartley, D.M., Gall, G.A.E. & Bentley, B.** 1985. Preliminary description of the genetic structure of white sturgeon, *Acipenser transmontanus*, in the Pacific Northwest. In F.P. Binkowsky & S.I. Doroshov, eds. *North American sturgeons: biology & aquaculture potential*, Dordrecht, Dr. Junk Publishers. pp. 105–109.

- Bemis, W., E. Findeis & L. Grande.** 1997. An overview of Acipenseriformes. *Environmental Biology of Fishes*, 48: 25-71.
- Bemis, W.E. & Kynard, B.** 1997. Sturgeon rivers: an introduction to Acipenseriformes biogeography and life history. *In: Sturgeon Biodiversity and Conservation* (eds V.J. Birstein, J.R. Waldman and W.E. Bemis). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht: 167-183.
- Bilio, M.** 2007. Controlled reproduction and domestication in aquaculture. *Aquaculture Europe*. 32(1): 5-14.
- Billard, R.** 2000. Biology and control of reproduction of sturgeons in fish farms. *Iranian Journal of Fisheries Science*, 2(2): 1-20.
- Billard, R.** (ed.) 2002. *Esturgeons et caviar*. Paris, Éditions Tec & Doc, Lavoisier. 298 pp.
- Billard, R., Cosson, J., Fierville, F., Brun, R., Rouault, T. & Williot, P.** 1999. Motility analysis and energetics of the Siberian sturgeon (*Acipenser baerii*) spermatozoa. *Journal of Applied Ichthyology*, 15: 199-203.
- Billard, R. & Lecointre, G.** 2002. Biology and conservation of sturgeon and paddlefish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 10: 355-392.
- Birstein, V.J., Doukakis, P. & DeSalle R.** 1999. Molecular phylogeny of Acipenserinae and black caviar species identification. *Journal of Applied Ichthyology*, 15: 12-16.
- Bonpunt, E.** 2006. Sexage des sturgeons par echographie. *AquaFilia*, 12: 5-8.
- Bruch, R.M., Dick, T.A. & Choudhury, A.** 2001. A practical field guide for the identification of stages of lake sturgeon gonad development with notes on lake sturgeon reproductive biology and management implications. *Malone, WI, Published by Sturgeon for Tomorrow*. 38 pp.
- Castelnaud, G., Rochard, E., Jatteau P. & Lepage, M.** 1991. Données actuelles sur la biologie d'*Acipenser sturio* dans l'estuaire de la Gironde. *In P. Williot, ed., Acipenser*. Bordeaux, Cemagref. pp. 251-275.
- Ceapa, C., Williot, P. & Bacalbasa-Dobrovici, N.** 2002. Present state and perspectives of stellate sturgeon brood fish in the Romanian part of the Danube. *International Review of Hydrobiology*, 87(5-6): 507-515.
- Chapman, F.A. & Park, C.** 2005. Comparison of sutures used for wound closure in sturgeon following a gonad biopsy. *North American Journal of Aquaculture*, 67: 98-101.
- Chebanov, M.S.** 1997. Sturgeon culture in the Sea of Azov basin: problems and prospects of a new biotechnology. *In H. Dunont, S. Wilson & B. Wazniewicz, eds. Caspian Environment Programme. Proceedings from the First Bio-network Workshop*. Bordeaux, World Bank. pp. 29-42.

- Chebanov, M.S.** 1998. Conservation of sturgeon genetic diversity: enhancement and living gene bank. Action before extinction. *Proceedings of the International Conference on Conservation of Fish Genetic Diversity*. Vancouver, Benwell-Atkins Ltd. pp. 163–173.
- Chebanov, M.S.** 2005. Conservation culture of sturgeons in the Azov Sea basin. *1st International Workshop on the Biology, Conservation and Sustainable Development of Sturgeons in Southern Europe*. Fausto Munoz, Granada. pp. 69–73.
- Chebanov, M.S. & Billard, R.** 2001. The culture of sturgeons in Russia: production of juveniles for stocking and meat for human consumption. *Aquatic Living Resources*, 14: 375–381.
- Chebanov, M.S. & Galich, E.V.** 2009. *Ultrasound diagnostics for sturgeon broodstock management*. FSGTSR, Krasnodar. Izdatel'stvo Prosveshenie-Yug. 116 pp.
- Chebanov, M.S., Galich, E.V. & Ananyev, D.V.** 2008. Strategy for conservation of sturgeon under the conditions of the Kuban River flow regulation. *Special Publication of the World Sturgeon Conservation Society*, 2: 70–82.
- Chebanov, M.S., Karnaukhov, G.I., Galich, E.V. & Chmyr, Yu.N.** 2002. Hatchery stock enhancement and conservation of sturgeon, with an emphasis on the Azov Sea populations. *Journal of Applied Ichthyology*, 18: 463–469.
- Chebanov, M.S. & Savelyeva, E.A.** 1999. New strategies for broodstock management of sturgeon in the Sea of Azov basin in response to changes in patterns of spawning migration. *Journal of Applied Ichthyology*, 15(4–5): 183–190.
- Chebanov, M.S., Savelyeva, E.A., Galich, E.V. & Chmyr, Yu.N.** 1998. Ecological-biotechnological problems in sturgeon culture in the Sea of Azov basin. In M. Celikkate, I. Okumus, E. Duzgunes. & C. Mutlu, eds. *Proceedings of the First International Symposium on Fisheries & Ecology*. Trabzon, Fisheco. pp. 199–207.
- Çiftci, Y., Üstündağ, C., Erteken, A., Özongun, M., Ceylan, B., Haşimoğlu, A., Güneş, E., Yoseda, K., Sakamoto, F., Nazaki, G. & Hara, S. 2002. *Manual for the seed production of turbot, Psetta maxima in the Black Sea*. Special Publication No. 2, Central Fisheries Research Institute, Ministry of Agriculture and Rural Affairs, Trabzon, Turkey and Japan International Cooperation Agency. 80 pp.
- CITES Identification Guide – Sturgeon and Paddlefish.** 2001. Canadian Government Publishing. 165 pp.
- Clarke G.M.** 1995. Relationships between developmental stability and fitness – application for conservation biology. *Conservation Biology*, 9: 18–24.
- Conte, F.S., Doroshov, S.I., Lutes, P.B. & Strange, E.M.** 1988. *Hatchery manual for the white sturgeon Acipenser transmontanus Richardson with application to other North American Acipenseridae*. Oakland, University of California, Division of Agriculture and Natural Resources. 104 pp.

- Cosson, J., Lenhart, O., Mims, S.D., Shelton, W.L. & Rodina, M.** 2000. Analysis of motility parameter from paddlefish and shovelnose sturgeon spermatozoa. *Journal of Fish Biology*, 56: 1–20.
- Debus, L., Winkler, M. & Billard, R.** 2002. Structure of micropyle surface on oocytes and caviar grains in sturgeons. *International Review of Hydrobiology*, 87(5–6): 585–603.
- Deng, X., Van Eenennaam, J. & Doroshov, S.** 2002. Comparison of early life stages and growth of green and white sturgeon. In W. Van Winkle, P. Anders, D.H. Secor & D. Dixon, eds. *Biology, management, and protection of North American sturgeon*. American Fisheries Society Symposium 28, pp. 237–247.
- Devedjian, K.** 1926. *Pêche et pêcheries en Turquie*. Constantinople. 127 pp.
- Di Lauro, M.N., Krise, W.F., Hendrix, V.F. & Baker, S.E.** 1994. Short-term cold storage of Atlantic sturgeon sperm. *Progressive Fish-Culturist*, 56: 143–144.
- Doroshov, S.I., Clark, W.H., Jr. Lutes, P.B., Swallow, R.L., Beer, K.E., McGuire, A.B. & Cochran, M.D.** 1983. Artificial propagation of the white sturgeon, *Acipenser transmontanus*. *Aquaculture*, 32: 93–104.
- Doroshov, S.I., Moberg, G.P. & Van Eenennaam, J.** 1997. Observations on the reproductive cycle of cultured white sturgeon, *Acipenser transmontanus*. *Environmental Biology of Fishes*, 48: 265–278.
- Edwards, D. & Doroshov, S.** 1989. *Appraisal of the sturgeon and sea trout fisheries and proposals for a rehabilitation programme*. Technical Cooperation Programme, TCP/TUR/8853. FAO. 38 pp.
- Eriksen, M.S., Espmark, A.M., Poppe, T., Braastad, B.O., Salte, R. & Bakken, M.** 2008. Fluctuating asymmetry in farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*) juveniles: also a maternal matter. *Environmental Biology of Fishes*, 81: 87–99.
- FAO.** 2007. *Aquaculture development. 2. Health management for responsible movement of live aquatic animals*. FAO Technical Guidelines for Responsible Fisheries No. 5, Suppl. 2. Rome, FAO. 31 pp.
- FAO.** 2008a. *Aquaculture development. 5. Genetic resource management*. FAO Technical Guidelines for Responsible Fisheries No. 5, Suppl. 3. Rome, FAO. 125 pp.
- FAO.** 2008b. *Report of the EIFAC ad hoc working party on handling of fishes in fisheries and aquaculture*. Utrecht, Netherlands, 24–26 March 2004. EIFAC Occasional Paper No. 40. Rome, FAO. 88 pp.
- Fontana, F., Rossi, R., Lanfredi, M., Arlati, G. & Bronzi, P.** 1999. Chromosome banding in sturgeons. *Journal of Applied Ichthyology*. 15: 9–11.

- Galich, E.V. & Chebanov, M.S.** 2004. Comparative evaluation of sturgeon larvae and juveniles reared under control of seasonal propagation of the wild and domestic breeders. *Journal of Fish Biology*, 65(Supplement): 329.
- Galich, E.V. & Chebanov, M.S.** 2009. Monitoring programme of fitness of sturgeon progeny, obtained from the farmed broodstock. *Abstract of the 6th International Symposium on Sturgeon. Harmonizing the relationships between human activities and nature: the case of sturgeon*. Wuhan, China. pp. 173–174.
- Gesner, J. Chebanov, M. & Freyhof, J.** 2009. *Huso huso*. In: IUCN 2010. *IUCN Red List of Threatened Species. Version 2010.4*. (available at: <http://www.iucnredlist.org/apps/redlist/details/10269/0> ).
- Ginsburg, A.S.** 1968. *Fertilization in fishes and the problem of polyspermy*. Moscow, Izdatel'stvo "Nauka". 358 pp.
- Gisbert, E. & Williot, P.** 2002a. Influence of storage duration of ovulated eggs prior to fertilization on the early ontogenesis of sterlet (*Acipenser ruthenus*) and Siberian sturgeon (*Acipenser baerii*). *International Review of Hydrobiology*, 87: 605–612.
- Gisbert, E. & Williot, P.** 2002b. Advances in the larval rearing of Siberian sturgeon. *Journal of Fish Biology*, 60: 1071–1092.
- Gjerdrem, T.** (ed). 2005. *Selection and breeding programs in aquaculture*. Springer, Dordrecht. 364 pp.
- Goddard, P.G.** 1995. *Veterinary ultrasonography*. Wallingford, CAB International. 297 pp.
- Goncharov, B.F.** 1993. Appendix B: Duration of oocyte maturation time *in vitro* as a criterion for selecting sturgeon spawners for breeding In T.A. Dettlaff, A.S. Ginsburg, & O.I. Schmalhausen. *Sturgeon fishes. Developmental biology and aquaculture*. Berlin, Springer-Verlag. 300 pp.
- Goncharov, B.F., Skoblina, M.N., Trubnikova, O.B. & Chebanov, M.S.** 2009. Influence of temperature on the sterlet (*Acipenser ruthenus* L.) ovarian follicles state. *Biology, conservation and sustainable development of sturgeons*. Berlin, Springer-Verlag. *Fish & Fisheries Series*, 29: 205–214.
- Grunina, A.S., Recoubratsky, A.V., Barmintsev, V.A., Tsvetkova, L.I. & Chebanov, M.S.** 2009. Dispermic androgenesis as a method of recovering endangered sturgeon species. *Biology, conservation and sustainable development of sturgeons*. *Fish & Fisheries Series*, 29(2): 187–204.
- Hafezieh, M., Kamarudin, M.S., Saad, C.R.B., Sattar, M.K.A., Agh, N. & Hosseinpour, H.** 2009. Effect of enriched *Artemia urmiana* on growth, survival and composition of larval Persian sturgeon. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 9: 201–207.

- Hedrick, R.P. & LaPatra, S.E.** 2001. Characteristics of viral diseases of sturgeon and their impact on aquaculture, conservation, and international trade. *Abstract. 4<sup>th</sup> International Symposium on Sturgeon*, Oshkosh, Wisconsin, July 8–13, 2001.
- Hochleithner, M. & Gessner, I.** 1999. *The sturgeons and paddlefishes of the world: biology and aquaculture*. Kitzbuehel, Aquatech. 165 pp.
- Hurvitz, A., Degani, G., Goldberg, D., Din, S.Y., Jackson, K. & Levavi-Sivan, B.** 2005. Cloning of FSH $\beta$ , LH $\beta$ , and glycoprotein  $\alpha$  subunits from the Russian sturgeon (*Acipenser gueldenstaedtii*),  $\beta$ -subunit mRNA expression, gonad development, and steroid levels in immature fish. *General and Comparative Endocrinology*, 140: 61–73.
- Jafaryan, H., Alimohamady, A. & Makhodomi, N.** 2009. The use of enriched *Daphnia magna* by probiotic yeast on promotion of feeding efficiency of Persian sturgeon larvae. *Abstracts of the 6th International Symposium on Sturgeon. Harmonizing the relationships between human activities and nature: the case of sturgeon*. Wuhan, China. pp. 251–253.
- Jafaryan, H., Makhodomi, N. & Pordelan, A.** 2009. The effect of bioencapsulated *Artemia urmiana* using probiotic bacillus to enhance growth performance in *Acipenser nudiiventris* larvae. *Abstracts of the 6th International Symposium on Sturgeon. Harmonizing the relationships between human activities and nature: the case of sturgeon*. Wuhan, China. pp. 150–151.
- Kaczmarczyk, D., Luczynski, M. & Kolman, R.** 2008. Assemblage of spawning pairs of farmed American paddlefish based on their individual genetic profiles – a new tool in managing of the broodstock’s gene pool. Summary Document of Aquaculture Europe 2008. pp. 36–37.
- Karlsen, O. & Hol, J.C.** 1994. Ultrasonography, a non-invasive method for sex determination in cod (*Gadus morhua*). *Journal of Fish Biology*, 44: 965–971.
- Kasumyan, A. & Døving, K.B.** 2003. Taste preferences in fish. *Fish and Fisheries*, 4(4): 289–347.
- Kolman, R.** 2006. Jesiotry chów i hodowla – Poradnik hodowcy. Olsztyn, Wydawnictwo IRS. 117 pp.
- Krayushkina, L.S.** 2006. Considerations on evolutionary mechanisms of osmotic and ionic regulation in Acipenseridae: an overview. *Journal of Applied Ichthyology*, 22(1): 70–76.
- Kynard, B. & Kieffer, M.** 2002. Use of a borescope to determine the sex and egg maturity stage of sturgeons and the effect of borescope use on reproductive structures. *Journal of Applied Ichthyology*, 18: 505–508.
- Lajus D.L., Graham J.H. & Kozhara A.V.** 2003. Developmental instability and the stochastic component of total phenotypic variance. M. Polak, ed. *Developmental instability: causes and consequences*. Oxford, Oxford University Press. pp. 343–363.

- Lavens, P. & Sorgeloos, P.** (eds.) 1996. *Manual on the production and use of live food for aquaculture*. FAO Fisheries Technical Paper No. 361. Rome, FAO. 295 pp.
- Lemberget, T. & McCormick, M.** 2009. Replenishment success linked to fluctuating asymmetry in larval fish. *Oecologia*, 159: 83–93.
- Lenhardt, M., Finn, R.N., Cakic, P., Kolarevic, J., Krpo-Cetkovic, J., Radovic, I. & Fyhn, H.J.** 2004. Analysis of the post-vitellogenic oocytes of the three species of Danubian Acipenseridae. *Belgian Journal of Zoology*, 134(Suppl. 1): 77–79.
- Lens, L., Van Dongen, S., Kark, S. & Matthysen, E.** 2002. Fluctuating asymmetry as an indicator of fitness: can we bridge the gap between studies. *Biological Reviews*, 77: 27–38.
- Leung, B., Forbes, M.R. & Houl, D.** 2000. Fluctuating asymmetry as a bioindicator of stress: Comparing efficacy of analyses involving multiple traits. *American Naturalist*, 155: 101–115.
- Lu, X., Webb, M., Talbott, M., Van Eenennaam, J., Palumbo, A., Lunares-Casensve, J., Doroshov, S., Struffenegger, P. & Rasco, B.** 2010. Distinguishing ovarian maturity of farmed white sturgeon (*Acipenser transmontanus*) by Fourier transform infrared spectroscopy: a potential tool for caviar production management. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(7): 4056–4064.
- Lyon, E.P.** 1905. Rheotropism in fishes. *Biological Bulletin*, 8: 39–63.
- Mattson, N.S.** 1991. A new method to determine sex and gonad size in live fishes by using ultrasonography. *Journal of Fish Biology*, 39: 673–677.
- Memiş, D.** 2007. Sturgeon aquaculture. In A. Candan, S. Karataş, Küçüktaş & L. Okumuş, eds. *Marine aquaculture in Turkey*. Istanbul, Turkish Marine Research Foundation. pp. 49–59.
- Memiş, D., Çelikkalel, M.S. & Ercan, E.** 2004. The effect of different diets on the white worm (*Enchytraeus albidus* Henle, 1837) reproduction. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 4: 5–7.
- Memiş, D., Ercan, E., & Yamaner, G.** 2011. Acclimation to farm conditions of wild caught sturgeon species as by-catch from the North-West Turkish Black Sea costs. *Journal. Of Applied Ichthyology* . 27:433–435.
- Mims, S.D., Lazur, A., Shelton, W.L., Gomelsky, B. & Chapman, F.** 2002. *Species profile. Production of sturgeon*. SRAC Publication No. 7200. Southern Regional Aquaculture Center, Stoneville, MS. 8 pp.
- Moghim, M., Vajhi, A.R., Veshkin, I.A. & Masoudifard, M.** 2002. Determination of sex and maturity in *Acipenser stellatus* by using ultrasonography. *Journal of Applied Ichthyology*, 18: 325–328.

- Mohler, J.W.** 2003. *Culture manual for the Atlantic sturgeon. Acipenser oxyrinchus*. Hadley, MA, Region 5 United States Fish & Wildlife Service Publication. 68 pp.
- Mugue, N. & Barmintseva, A.** 2009. Development of mitochondrial and nuclear markers for sturgeon species identification, genetic management in aquaculture, and in the restocking programs. *Abstract of the 6th International Symposium on Sturgeon. Harmonizing the relationships between human activities and nature: the case of sturgeon*. Wuhan, China. pp. 85–86.
- Mugue, N.S., Barmintseva, A.E., Rastorguev, S.M., Mugue, V.N. & Barmintsev, V.A.** 2008. Polymorphism of the mitochondrial DNA control region in eight sturgeon species and development of a system for DNA-based species identification. *Russian Journal of Genetics*, 44(7): 793–798.
- Nocillado, J.N., Van Eenennaam, J.P. & Doroshov, S.I.** 1999. Final ovarian maturation and egg quality in hormonally-induced white sturgeon (*Acipenser transmontanus*). *Journal of Applied Ichthyology*, 15: 319.
- Noori, F., Azari Takami, G. & Sorgeloos, P.** 2002. Enrichment of *Artemia* with essential fatty acids, lipid emulsions and vitamin C and its effect on the performance of *Acipenser persicus* larvae under the effect of salinity stress. *Abstracts Aquaculture, 5th International Symposium on Sturgeon, May 9–13, Ramsar, Iran*. pp. 54–55.
- Ortenburger, A.I., Jansen, M.E. & Whyte, S.K.** 1996. Nonsurgical videolaparoscopy for determination of reproductive status of the arctic charr. *Canadian Veterinary Journal*, 37: 96–100.
- Palmer, A.R. & Strobeck, C.** 2003. Fluctuating asymmetry analyses revisited. In M. Polak, ed. *Developmental instability: causes and consequences*. New York, Oxford University Press. pp. 279–319.
- Parauka, F.M.** 1993. *Guidelines for artificially spawning gulf sturgeon (Acipenser oxyrinchus desotoi)*. Panama City, FL, United States Fish & Wildlife Service. 33 pp.
- Plokhinsky, N.A.** 1970. *Biometry*. Moscow, Izdatel'stvo Moskovskogo Gosudarstvennogo Universiteta. 362 pp.
- Podushka, S.B.** 1999. New method to obtain sturgeon eggs. *Journal of Applied Ichthyology*, 15(4–5): 319.
- Powell, J.** 2008. Saving BC sturgeon. Part 1: landing the big one. *Hatchery International*, 9(5): 1, 13.
- Ramsar Declaration on Global Sturgeon Conservation.** 2006. *Journal of Applied Ichthyology*, 22(Suppl.1): 5–11.
- Rodina, M.** 2006. Application of image analysis for the determination of nucleus position in sturgeon oocytes. *Journal of Applied Ichthyology*, 22: 373–374.

- Rosenthal, H., Bronzi, P., Gessner, J., Moreau, D. & Rochard, E.** eds. 2008. *Action plan for the conservation of the restoration of the European sturgeon*. Nature and Environment No. 152, 125 pp.
- Rottmann, R.W., Shireman, J.V. & Chapman, F.A.** 1991. *Techniques for taking and fertilizing the spawn of fish*. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC Fact Sheet. Publication No. 426. 8 pp.
- Ruban, G.I.** 2005. *The Siberian sturgeon Acipenser baerii Brandt*. Germania, WSCS, Books on Demand GmbH. 203 pp.
- Semenkova, T.B., Canario, A.V., Bayunova, L.V., Kolmakov, N.N. & Barannikova, I.A.** 2005. Sex steroids and oocyte maturation in the sterlet (*Acipenser ruthenus* L.). *Journal of Applied Ichthyology*, 22: 340–345.
- Semenkova, T.B. & Trenkler, I.V.** 1993. Effects of photoperiod, epiphysectomy and pharmacological preparations on growth rate and metabolism in young sturgeons. *International Symposium on Sturgeons: Abstracts Bulletin*. Moscow. pp. 13–14.
- Summerfelt, R.C. & Smith, L.S.** 1990. Anesthesia, surgery, and related techniques. In C.B. Shreck & P.B. Moyle, eds. *Methods for fish biology*. Bethesda, MD, American Fisheries Society: 231–272.
- Svardson, G.** 1945. Chromosome studies on Salmonidae. *Report of the Institute for Freshwater Research, Drottningholm*, 23: 1-51.
- Trzebiatowski, R., Stepanovska, K., Siwicki, A.K. & Kazun, K.** 1996. Badania nad przydatnoszcia preparatu propiscin znieczulenia ogolnogo suma Europejskiego. *Komunikaty Rybackie*, 1: 14–18.
- Vaini, F., Pazzaglia, M. & Ruzza, C.** 2001. Female identification and checking of ovary development in caviar producing white sturgeon (*Acipenser transmontanus*) – preliminary results. *Extended Abstracts of the 4th International Symposium on Sturgeon*, Oshkosh, WI. p. 96.
- Ustaoglu, S. & Okumus, I.** 2004. The sturgeons: fragile species need conservation. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 4: 49–57.
- Valentine, D.W., Soule, M.E. & Samollow, P.** 1973. Asymmetry analysis in fishes: a possible statistical indicator of environmental stress. *Fishery Bulletin*, 71: 357–370.
- Van Eenennaam, J.P., Bruch, R. & Kroll, K.** 2001. Sturgeon sexing, staging maturity and spawning induction workshop. *Abstracts of the 4th International Symposium on Sturgeon*, Oshkosh, WI, 50 pp.
- Van Eenennaam, J.P. & Doroshov, S.I.** 1998. Effects of age and body size on gonadal development of Atlantic sturgeon. *Journal of Fish Biology*, 53: 624–637.

- Van Eenennaam, J.P., Doroshov, S.I., Moberg, G.P., Watson, J.T. & Linares, J.** 1996. Reproductive conditions of the Atlantic sturgeon (*Acipenser oxyrinchus*) in the Hudson River. *Estuaries*, 19(4): 769–777.
- Vecsei, P., Litvak, M.K., Noakes, D.L.G., Rien, T. & Hochleithner, M.** 2003. A noninvasive technique for determining sex of live adult North American sturgeons. *Environmental Biology of Fishes*, 68: 333–338.
- Vladikov, V.D.** 1931. Poissons de la Russie Sous-Carpathique (Tchecoslovaquie). *Mémoires de la Société Zoologique de France*, 29: 217–374.
- Vlasenko, A.D., Pavlov, A.V., Sokolov, L.I. & Vasilev, V.P.** 1989. *Acipenser gueldenstaedtii* Brandt, 1883. In J. Holčík, ed. *The freshwater fishes of Europe. Vol. 1. Pt. II. General introduction of fishes, Acipenseriformes*. Wesbaden, AULA-Verlag. pp. 294–344.
- Vøllestad, L.A. & Hindar, K.** 1997. Developmental stability and environmental stress in Atlantic salmon *Salmo salar*. *Heredity*, 78: 215–222.
- Wakeford, A.** 2001. *State of Florida conservation plan for gulf sturgeon (Acipenser oxyrinchus desotoi)*. Florida Marine Research Institute Technical Report TR-8. 100 pp.
- Webb, M.A.H., Feist, G.W., Foster, E.P., Schreck, C.B. & Fitzpatrick, M.S.** 2001. Classification of sex and stage of maturity of white sturgeon (*Acipenser transmontanus*). *Abstracts of the 4th International Symposium on Sturgeon*, Oshkosh, WI, LH73.
- Webb, M.A.H., Feist, G.W., Foster, E.P., Schreck, C.B. & Fitzpatrick, M.S.** 2002. Potential classification of sex and stage of gonadal maturity of wild white sturgeon using blood plasma indicators. *Transactions of the American Fisheries Society*, 131: 132–142.
- Webb, M.A.H., Doroshov, S., Rasco, R., Cavinato, A., Sealey, W., Fornshell, G., Lemon, L. & Ray, L.** 2009. Determining ripeness in white sturgeon females to maximize yield and quality of caviar. *Annual Progress Report. Part II*. Western Region Aquaculture Center, United States Department of Agriculture: pp. 1–36.
- Whitlock, M.** 1998. The repeatability of fluctuating asymmetry: a revision and extension. *Proceedings of the Royal Society of London, B*, 265: 1429–1431.
- Williot, P.** 1997. Effect of incubation media on maturation of isolated ovarian follicles of Siberian sturgeon (*Acipenser baerii* Brandt) induced by sturgeon gonadotropic preparation or 17 alpha, 20 beta-dihydroxyprogesterone. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 118C(3): 285–293.
- Williot P.** 2002. Reproduction. In R. Billard (ed.) *Esturgeons et caviar*. Éditions Tec & Doc, Lavoisier. pp. 63–90.
- Williot, P., Arlati, G., Chebanov, M.S., Gulyas, T., Kasimov, R., Kirschbaum,**

- F., Patriche, N., Pavlovskaya, L.P., Poliakova, L., Pourkazemi, M., Kim, Yu., Zhuang, P. & Zholdasova, I.M. 2002. Status and management of Eurasian sturgeon: an overview. *International Review of Hydrobiology*, 87(5–6): 483–506.
- Williot, P., Bronzi, P., Benoit, P., Bonpunt, E., Chebanov, M., Domezain, A., Gessner, J., Gulyas, T., Kolman, R., Michaels, J., Sabeau, L. & Vizziano, D.** 2006. *Cultured aquatic species information programme*. Acipenser baerii. FAO, Rome. (available at: [http://www.fao.org/figis/servlet/static?dom=culturespecies&xml=Acipenser\\_baerii.xml](http://www.fao.org/figis/servlet/static?dom=culturespecies&xml=Acipenser_baerii.xml)).
- Williot, P. & Brun, R.** 1998. Ovarian development and cycles in cultured Siberian sturgeon, *Acipenser baerii*. *Aquatic Living Resources*, 11(2): 111–118.
- Williot, P., Brun, R. & Rooryck, O.** 1991. Management of female breeders of the Siberian sturgeon, *Acipenser baerii* Brandt. First results. In P. Williot, ed. *Acipenser*, Bordeaux, Cemagref Publ. pp. 365–379.
- Williot, P., Brun, R., Rouault, T., Pelard, M. & Mercel, D.** 2005. Attempts at larval rearing of the endangered western European sturgeon, *Acipenser sturio* (Acipenseridae), in France. *Cybium*, 29(4): 381–387.
- Williot, P., Rochard, E., Castelnaud, G., Rouault, T., Brun, R., Lepage, M. & Elie, P.** 1997. Biological characteristics of European Atlantic sturgeon, *Acipenser sturio*, as the basis for a restoration program in France. *Environmental Biology of Fishes*, 48: 359–370.
- Williot, P., Rouault, T., Pelard, M., Mercel, D. & Jacobs, L.** 2009. Artificial reproduction and larval rearing of captive endangered Atlantic sturgeon *Acipenser sturio*. *Endangered Species Research*, 6: 251–257.
- Williot, P., Rouault, T., Pelard, M., Mercel, D., Mercier, D., Lepage, M., Davail-Cuisset, B., Kirschbaum, F. & Ludwig, A.** 2007. Building a broodstock of the critically endangered sturgeon *Acipenser sturio* L.: problems and observations associated with the adaptation of wild-caught fish to hatchery conditions. *Cybium*, 31: 3–11.
- Wooster, G.A., Hsu, H.M. & Bowser, P.R.** 1993. Nonlethal surgical procedures for obtaining tissue samples for fish health inspections. *Journal of Aquatic Animal Health*, 5: 157–164.
- Wuertz, S., Nitsche, A., Gessner, J., Kirschbaum, F. & Kloas, W.** 2005. IGF-I and its role in maturing gonads of female sterlet, *Acipenser ruthenus* Linnaeus, 1758. *Journal of Applied Ichthyology*, 22: 346–352.





В настоящем Руководстве по искусственному воспроизводству осетровых рыб представлены последние научные достижения и результаты исследований, а также рекомендации, которые были даны в ранее опубликованных пособиях по осетроводству и практике искусственного воспроизводства осетровых. Руководство было подготовлено в ответ на многочисленные запросы по подготовке практического пособия по данной тематике, поступившие из региона Центральной Азии и Кавказа в Продовольственную и Сельскохозяйственную Организацию Объединенных наций (ФАО).

Пособие предназначено для фермеров-осетроводов, специалистов осетровых рыбоводных заводов и руководителей рыбного хозяйства и аквакультуры, вовлеченных в развитие осетроводства и реализацию программ искусственного воспроизводства и восстановления популяций осетровых рыб в странах бассейнов Черного и Каспийского морей. Цель книги – обеспечить указанных выше специалистов практическим пособием по технологии и управлению искусственным воспроизводством осетровых рыб. Руководство издано на английском, русском и турецком языках.

