

УДК: 636.5:577.88
Б 81

Б 81 Бондаренко Ю.В.

Современные методы определения пола молодняка сельскохозяйственной и декоративной птицы: Научно-производственное издание. – 4-е изд., перераб. и доп. – Сумы: Издательство-«НТУЛ». 2020. — 212 с.:ил.

В предлагаемой читателю книге отражен современный уровень знаний по теории и практике определения пола молодняка сельскохозяйственной и декоративной птицы. Рассмотрены 3 народных, 4 промышленных и 7 лабораторных способов сексирования птенцов. Определение пола суточного молодняка птиц – престижная и высокооплачиваемая профессия, востребованная во всех странах с развитым птицеводством. Это обусловлено тем, что стоимость рассортированного по полу молодняка многих видов домашних и декоративных птиц намного выше, чем неразделенного на самцов и самок.

Настоящее руководство позволяет самостоятельно освоить четыре широко используемые в мировом птицеводстве метода сексирования суточного молодняка — вентсексинг (японский клоакальный), федерсексинг (по скорости роста пера), колорсексинг (по цвету пуха) и морфосексинг (по вторичным половым признакам). Подробно описана техника манипуляций с суточным молодняком. Хорошо проиллюстрированы особенности различных типов полового диморфизма птенцов.

Приведены основные диагностические признаки пола растущего молодняка и половозрелых особей различных видов птиц; представлены современные направления исследований по разработке методов определения пола эмбрионов птиц, включая ДНК-сексинг.

Издание адресовано научным работникам, технологам, зоотехникам-селекционерам, студентам биолого-технологических факультетов сельскохозяйственных вузов и птицеводам-любителям. Руководство также может быть использовано в качестве учебного пособия при подготовке операторов по определению пола суточного молодняка различных видов сельскохозяйственной птицы.

Рецензенты:

В.П. Бородай - доктор сельскохозяйственных наук;

О.А. Катеринич - доктор сельскохозяйственных наук;

Ю.И. Склярченко - доктор сельскохозяйственных наук;

В.И. Остапенко - кандидат сельскохозяйственных наук.

Монография "Современные методы определения пола молодняка сельскохозяйственной и декоративной птицы" одобрена и рекомендована к печати ученым советом биолого-технологического факультета СНАУ (протокол №11 от 8 мая 2018 года).

Издание не может быть скопировано или воспроизведено
в любой форме без разрешения автора

СОДЕРЖАНИЕ

Словарь специальных терминов	3
Введение	4
Глава 1. Определение пола суточного молодняка птиц	7
1.1. Краткий обзор методов определения пола молодняка домашних птиц	7
1.2. Определение пола суточного молодняка птиц японским методом	17
1.3. Сексирование цыплят по скорости роста оперения (федерсексинг)	34
1.4. Определение пола цыплят по окраске пуха (колорсексинг)	46
1.5. Сравнительный анализ различных методов сексирования цыплят	82
1.6. Генетические основы выведения колорсексных кур	88
Глава 2 Колорсексинг молодняка водоплавающих и сухопутных птиц	90
2.1. Колорсексинг в гусеводстве	90
2.2. Колорсексинг в утководстве	98
2.3. Маркирующие пол скрещивания у других видов домашних птиц	106
2.4. Естественная колорсексность птенцов домашних и диких птиц	114
Глава 3. Определение пола молодняка птицы в процессе выращивания .	123
3.1. Теоретические основы позднего сексирования молодняка	123
3.2. Определение пола молодых цыплят «легких» пород кур по экстерьеру	126
3.3. Половой диморфизм и определение пола бройлеров кросса «Росс-308»	132
3.4. Сексирование подращенного молодняка сельскохозяйственной птицы мясного направления продуктивности	135
Глава 4. Определение пола эмбрионов птиц (сексирование <i>in ovo</i>)	142
4.1. Сортировка инкубируемых яиц по полу развивающихся в них эмбрионов.	142
4.2. Автоматизированная система идентификации пола куриных эмбрионов и выбраковки самцов на 16 – 18-е сутки инкубации	147
4.3. Проточная цитометрия – потенциальный метод автоматизированного сексинга птичьих эмбрионов	151
4.4. Сексирование ранних зародышей птиц в свежеснесенных яйцах	155
Глава 5. Идентификация пола у некоторых видов экзотических птиц	165
5.1. Определение пола птенцов волнистого попугайчика	165
5.2. Определение пола кореллы	170
5.3. Определение пола птиц с помощью анализа ДНК	172
Глава 6. Практическая подготовка операторов-сортировщиков суточного молодняка птицы по полу	178
6.1. Программа и примерный учебный план базовых недельных курсов	178
6.2. Вопросы для самоконтроля	180
Заключение	181
Приложение	183
Литература	199

Словарь специальных терминов

Амплификация гена — образование дополнительных копий гена.

Аутосексирование — разделение по полу птенцов аутосексных линий и кроссов.

Аутосексная линия (популяция) — группа птицы, при разведении которой "в чистоте" проявляются различия в окраске пуха суточных самцов и самок.

Аутосексный кросс (гибрид) — комплекс генетически различных родительских форм, дающих при скрещивании аутосексный (меченый по полу) молодняк.

Аутосомы — хромосомы, которые одинаковы у обоих полов.

Вентсексинг — определение пола суточного молодняка по особенностям строения клоаки (японский метод).

Ген — участок молекулы ДНК, контролирующий синтез определенного белка и возникновение какого-либо признака.

Гетерогаметный пол — пол, продуцирующий в ходе мейоза гаметы двух типов, содержащие Z- и W-хромосомы. У птиц гетерогаметным является женский пол (ZW).

Гомогаметный пол — пол, при котором в ходе мейоза продуцируются гаметы одного типа. У птиц гомогаметным является мужской пол (ZZ).

Гонады — внутренние органы размножения у птиц.

Колорсексинг — определение пола молодняка по окраске пуха, кожи, глаз.

Колумбийский тип окраски оперения кур характеризуется наличием черных перьев на шее, крыльях и хвосте при общем белом или коричневом фоне остального покрова.

Молекулярное сексирование — определение пола эмбрионов и молодняка птиц путем идентификации специфических молекулярных маркеров в Z- и W-хромосомах.

Морфосексинг — сексирование растущего молодняка по вторичным половым признакам.

Полимеразная цепная реакция (ПЦР) — процесс получения миллионов копий участков ДНК, которые используются для диагностики пола эмбрионов птиц.

Половой диморфизм — различия между самцами и самками по морфологическим, анатомическим, физиологическим и другим признакам.

Позднооперяющиеся цыплята — молодняк, у которого при выводе первичные маховые перья по длине равны кроющим или короче их.

Ранооперяющиеся цыплята — молодняк, у которого при выводе первичные маховые перья длиннее кроющих (покровных).

Сексинг — сортировка молодняка птиц по полу любым способом. Определение пола птиц может быть сверхранним (эмбриональная стадия развития), ранним (суточный молодняк), поздним (ювинальный возраст), сверхпоздним (половозрелые особи).

Сканирование — изучение внутренней структуры живых организмов при помощи метода ядерного магнитного резонанса.

Сортировщик (сексатор) — оператор по определению пола молодняка птицы.

Сцепленный с полом признак — признак, который контролируется геном, локализованным в половой хромосоме.

Федерсексинг — определение пола молодняка по скорости роста оперения.

Фенотип — вся совокупность признаков особи, являющаяся результатом взаимодействия между генотипом и средой.

Хромосомы половые (гетерохромосомы) — пара хромосом, по которой различаются самцы и самки.

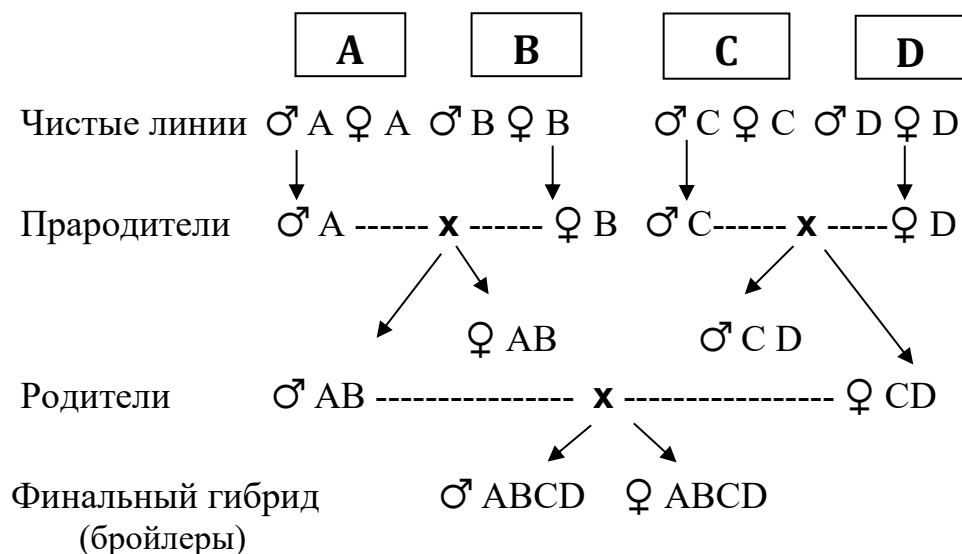
Экспрессия маркера пола — фенотипическое проявление гена, локализованного в половой хромосоме.

ВВЕДЕНИЕ

Современное промышленное птицеводство базируется на использовании высокопродуктивной гибридной птицы, получаемой от скрещивания специализированных линий в двух-, трех- или четырехлинейных кроссах. В процессе гибридизации птицы решаются важные разноплановые задачи, позволяющие существенно увеличить продуктивность и жизнеспособность финального гибрида, а также повысить экономическую эффективность использования всего кросса в целом.

Ступенчатая гибридизация исходных линий позволяет, прежде всего, многократно увеличить численность родительских стад для получения бройлеров и несушек промышленного типа. Как правило, чистые линии в племязаводах представлены тысячами особей, а родительские стада в репродукторах насчитывают десятки и сотни тысяч половозрелых птиц. Кроме того, научно обоснованная структура кроссов яичной и мясной птицы позволяет в процессе ступенчатой гибридизации "сконцентрировать" сначала в родительских формах, а затем и в финальном продукте все лучшие качества и свойства каждой из высокоспециализированных исходных линий. И, наконец, гибридизация генетически различающихся между собой линий создает наследственную базу для мощного проявления эффекта гетерозиса у финального гибрида (на уровне 10 — 15 %) по многим хозяйственно-полезным признакам. Гетерозис (гибридная вспышка), как известно, служит дополнительным фактором улучшения продуктивных и адаптивных признаков у сельскохозяйственных животных и птиц.

Таким образом, ступенчатая гибридизация исходных линий — неотъемлемая черта современного племенного птицеводства. Она предусматривает массовую репродукцию молодняка одного из полов каждой линии и родительской формы. Поэтому в племязаводах и репродукторах возникает необходимость весь суточный молодняк делить по полу и выращивать для племенных целей только самцов и самок определенных генотипов, которые впоследствии участвуют в скрещиваниях по схеме кросса для синтеза финального гибрида. К примеру, для получения цыплят-бройлеров во многих странах мира широко используются четырехлинейные кроссы мясных кур. Схема гибридизации исходных линий кур типичного мясного кросса представлена ниже.



Между чистыми линиями таких кроссов и финальными гибридами находятся две ступени гибридизации — прародительские и родительские стада. Как следствие этого, для получения конечного продукта (бройлеров) используется из 12-ти возможных промежу-

точных форм только 6. Это петушки линий А и С, курочки линий В и D, а также петушки отцовской формы АВ и курочки материнской формы CD. Суточные цыплята других структурных единиц этого кросса (♀ А, ♂ В, ♀ С, ♂ D, ♀ АВ, ♂ CD) являются побочным продуктом гибридизации. Они могут быть утилизированы, проданы населению или же оставлены в хозяйстве для выращивания на мясо.

Еще один аргумент в пользу сексирования суточного молодняка в племенном птицеводстве — последующее раздельнополое выращивание ремонтного молодняка, которое способствует повышению его качества и экономии кормовых средств [1]. Такой способ выращивания птицы позволяет учесть различные потребности самцов и самок в питательных веществах (протеин, обменная энергия, витамины, микроэлементы) и оптимизировать плотность посадки особей каждого пола [2—5]. Все это положительно сказывается на росте и развитии ремонтного молодняка, а также на последующей плодовитости и жизнеспособности племенной птицы.

При промышленном производстве яиц и мяса птицы также желательно определять пол суточного молодняка. В яичном птицеводстве (куры, перепела) такая технологическая операция вызвана необходимостью выращивания для птицефабрик только самок, а суточных петушков приходится утилизировать или реализовывать населению по низкой цене для экстенсивного откорма в условиях приусадебных хозяйств.

В мясном птицеводстве целесообразность раздельнополого выращивания птицы обусловлена различной скоростью роста и разными сроками достижения убойного возраста особями мужского и женского полов. Как показали многочисленные опыты [6—12], раздельное выращивание самцов и самок (бройлеры, индейки, мускусные утки, гуси) увеличивает приросты и улучшает показатели сохранности самцов и, особенно, самок, а также уменьшает затраты кормов на производство единицы продукции. К моменту убоя однополая птица более выровнена по живой массе, что облегчает ее обработку в убойном цехе. Следовательно однородность поголовья важна не только для самой птицы и перерабатывающих цехов, но и для предприятий быстрого питания. Как правило, они предъявляют серьезные требования к однородности тушек птицы разных видов по массе.

Таким образом, интенсивные технологии раздельного по полу выращивания молодняка племенной и промышленной птицы биологически целесообразны и экономически оправданы. Внедрение их в производство диктует необходимость разработки точных и простых методов сортировки молодняка по полу в день вывода.

В настоящее время для сексирования суточного молодняка в мировом промышленном птицеводстве широко применяются три метода: японский (вентсексинг), колорсексинг и федерсексинг. Японский метод определения пола основан на осмотре клоаки птенца с последующей идентификацией его пола оператором-сортировщиком по форме и величине полового бугорка. В отличие от японского, колор- и федерсексинг более просты в исполнении и позволяют легко идентифицировать пол суточного молодняка по окраске пуха (колорсексинг) или степени развития оперения крыла (федерсексинг).

В Украине для разделения неаутосексных цыплят по полу применяется японский метод, хотя точность сексирования часто бывает недостаточно высока (88 — 95 %). До настоящего времени отсутствуют рекомендации по использованию вентсексинга для сортировки по полу суточных индюшат, утят, гусят, а также фазанят, цесарят и перепелят. В племенных хозяйствах не всегда успешно используются гены-маркеры пола для безошибочного разделения суточного молодняка домашней птицы на самцов и самок. В связи с этим, целью настоящей книги является распространение современных знаний среди птицеводов по теории и практике высокоэффективных методов сексирования молодняка сельскохозяйственной птицы.

Для удобства восприятия материала описание каждого метода дано по следующей схеме: история его разработки, теоретические основы, практические приемы реализации и перспективы усовершенствования его в будущем.

Издание будет полезно и любителям экзотической птицы, у которой точное определение пола птенцов зачастую также имеет практическое значение. Обусловлено это, прежде всего, тем, что молодняк мужского пола певчих и декоративных птиц ценится намного дороже, поскольку в половозрелом возрасте поют только самцы, и окрашены они намного ярче самок.

Нередко многие виды широко распространенных декоративных птиц (например, ткачики) являются модельными объектами, на которых ученые проводят лабораторные исследования их репродуктивных функций и на этой основе разрабатывают технологии разведения в неволе исчезающих видов птиц. Эти научные эксперименты также зачастую требуют раннего и оперативного сексинга молодняка экзотической птицы.

Кроме того, мы посчитали целесообразным отдельную главу книги посвятить ознакомлению читателя с современными направлениями исследований по разработке методов диагностики пола эмбриона птиц, начиная со стадии свежеснесенного яйца. Нет сомнений, что эти новейшие лабораторные методы со временем будут усовершенствованы, удешевлены и автоматизированы. Все это позволит широко использовать их в промышленном птицеводстве, существенно повышая его рентабельность и снижая законную обеспокоенность мировой общественности в связи с ежегодным массовым уничтожением на планете миллиардов суточных петушков яичных кроссов кур.

В последней главе книги отражен личный опыт автора в проведении базовых недельных курсов по подготовке операторов-сортировщиков суточного молодняка птицы по полу. Основная задача этой главы да и всего руководства в целом сводится к тому, чтобы научить заинтересованного читателя быстро и аккуратно выполнять важную для современного птицеводства технологическую операцию — определение пола суточного и подрощенного молодняка. Читайте, настойчиво осваивайте и применяйте на практике описанные приемы сексинга молодняка домашней и декоративной птицы. Успех Вам гарантирован!

Глава 1. Определение пола суточного молодняка птиц

1.1. Краткий обзор методов определения пола молодняка домашних птиц

Попытки научиться определять пол суточного молодняка предпринимались птицеводами уже давно. В данном разделе в историческом аспекте отражена эволюция методов определения пола молодняка домашних птиц, которая была тесно сопряжена с уровнем развития знаний об их анатомии, физиологии и генетике. Первые народные приемы сексирования молодняка птицы были неточными и базировались на эмпирических знаниях о морфологических и адаптивных различиях суточных петушков и курочек. В основу более поздних методов определения пола птенцов положены генетические закономерности наследования легкоразличимых фенотипических признаков и использование различных технических устройств. Современный же уровень разработки приемов сексинга молодняка сочетает в себе новейшие знания о геноме птиц и молекулярно-генетические технологии идентификации их пола.

С древних времен известны два старинных способа, позволяющие разделить только что вылупившихся цыплят на курочек и петушков с точностью 60 — 65 %. В основе этих простых приемов определения пола лежат различия в рефлекторных реакциях самцов, и самок на дискомфортное положение цыпленка (рис. 1.). Поскольку самки более стрессоустойчивы, то они быстрее, чем петушки пытаются выйти из нетипичного для них положения в пространстве.



Рис.1. Народные способы определения пола суточных цыплят
(слева на право: петушок, курочка, петушок, курочка)



Рис.1а. Народные способы определения пола двухнедельных федерсексных цыплят
(слева на право: петушок, курочка, петушок, курочка)

Согласно первому способу цыпленка поднимают за загривок, при этом ноги у петушка в таком положении будут висеть ровно опущенными вниз в течение 2 — 3 секунд, тогда как курочка сразу же попытается приподнять их и скрючить пальцы. По другому способу, цыпленка нужно держать за лапки головой вниз, при этом петушок первые 3 секунды висит спокойно, а курочка пытается приподнять голову.

Точность этих двух приемов сексирования цыплят можно несколько повысить, если учесть, что у суточных петушков по сравнению с курочками голова более округлая, заметнее гребешок, толще ноги и сильнее загнут клюв. Да и весят петушки в среднем на один-два грамма больше, чем курочки.

Аналогичным образом можно ориентировочно определить пол цыплят и в более старшем возрасте. На рисунке 1а показана дифференцированная реакция двухнедельных петушков и курочек на дискомфортное положение их тела в пространстве.

Этологический метод – ещё один народный способ определения пола цыплят, который основан на анализе их поведения. Основоположник учения о высшей нервной деятельности И.П.Павлов доказал, что поведение животных отражает их реакцию на воздействие различных факторов окружающей среды. Поведенческие реакции сельскохозяйственных животных направлены на удовлетворение их биологических потребностей и проявляются в различной степени активности функциональных систем организма.

Важную роль в поведении молодняка птиц играют врождённые, то есть генетически детерминированные, инстинкты (безусловные рефлексy). Согласно эволюционной теории пола А.В. Геодакяна [131] самцы отвечают за эволюцию генофонда популяции, а самки – за его сохранность. Поэтому, поведение уже 2 – 3-недельных петушков и курочек существенно различается, особенно при стресс-тестировании. Например, при звуковых стрессах курочки замирают и прижимаются к полу клетки, а петушки стоят ровно с поднятой головой в оборонительно-наблюдательной позе и издают тревожный звук “к-р-р” (рис.2). Аналогичным образом молодые самцы и самки реагируют на появление возле выгула хищной птицы (ворона, сорока, ястреб) или зверя (собака, кошка, лисица).

Любопытство – это проявление цыплятами интереса ко всему необычному, что появляется в среде их обитания. Легко обнаружить различия в поведении молодых петушков и курочек, когда в клетку к ним поместить незнакомый предмет. Петушки, как правило, подходят к незнакомому объекту и начинают его рассматривать, а курочки перемещаются в глубь клетки и отворачиваются от непонятного предмета (рис.2а). Точность определения пола этологическим методом в этом возрасте составляет 60 – 70%.



Рис.2. Специфическая реакция петушков и курочек на громкий звук (самец спереди)



Рис.2а. Специфическая реакция петушков и курочек на незнакомый предмет

В последующие недели выращивания уровень мужских половых гормонов в организме петушков увеличивается и их поведение еще больше отличается от реакций самочек. Петушки становятся более агрессивными в отношении друг к другу и любым незнакомым объектам. В связи с чем, наблюдение за поведением 4 – 6-недельных цыплят позволяет рассортировать их по полу уже с точностью 75 – 85%. Поведение половозрелых особей всех видов домашних птиц точно отражает их половую принадлежность. Например, инстинкт насиживания (клохтание) проявляют только самки, а бьются – чаще самцы.

Определение пола утят по Н.В. Сидорову. Простой способ определения пола суточных утят предложен более 60-ти лет назад ассистентом кафедры птицеводства Московской сельскохозяйственной академии им. К.А.Тимирязева Н.Н.Сидоровым [13]. В основу этого способа определения пола суточных утят домашней утки (но не мускусной) положены половые различия в строении нижней гортани. У селезней нижняя часть гортани при входе в грудную клетку заметно расширена и выполняет функцию резонатора. Это расширение имеет округлую форму диаметром 3 — 5 мм и хорошо прощупывается пальцами оператора (рис. 3).

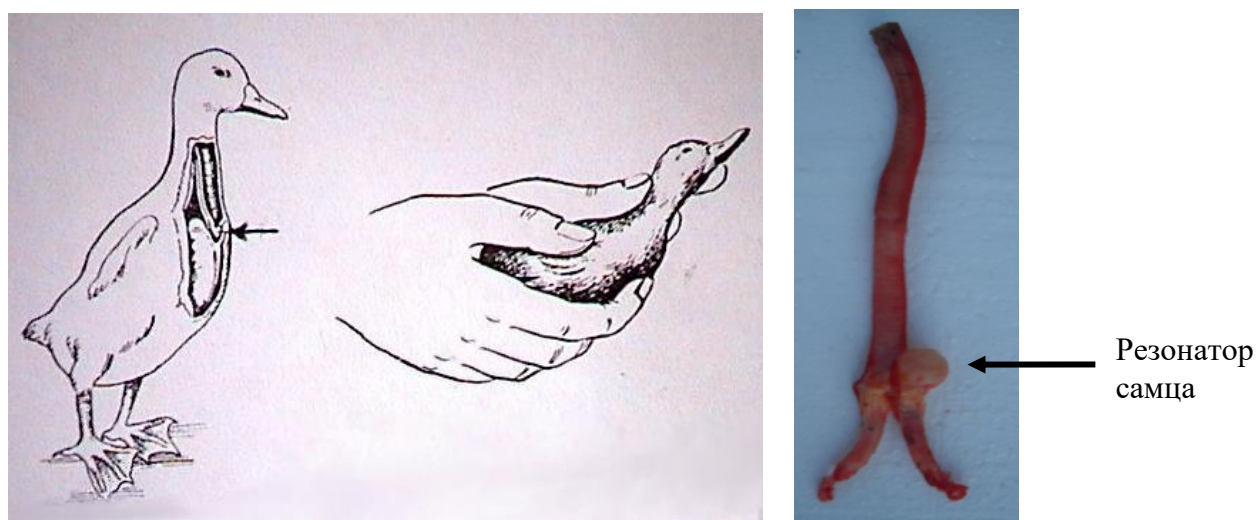


Рис. 3. Место расположения гортанного резонатора и положения утенка в процессе прощупывания резонатора и определения пола

Пол утят определяется сразу же после выборки их из инкубатора. Это связано с тем, что нижняя часть гортани постепенно опускается в грудную клетку и чем старше утенок, тем труднее прощупать резонатор у самцов. Для определения пола утенка этим способом его берут в правую руку, при этом пальцы оператора касаются грудки птенца (рис.3).

Левой рукой оператор отводит головку утенка вперед от себя и слегка приподнимает кверху клюв. Большой палец правой руки сортировщик прикладывает к шейным позвонкам утенка, чем создает упор для тела птенца в момент определения пола. Одновременно с этим, указательным пальцем правой руки оператор прощупывает место в нижней части шеи. Место для прощупывания подвижного резонатора у самцов ограничено сверху двумя неподвижными бугорками (сращение ключиц с лопатками), а снизу — одним бугорком (сращение ключиц с грудной костью). В центре этого треугольника у селезней и находится четвертый подвижный бугорок-резонатор, величиной с маленькую горошину. У самочек же такого бугорка нет, что и дает возможность определять пол суточных утят.

Точность сексирования утят данным способом составляет 94 — 98 % при скорости около 300 гол./час. Однако следует отметить, что эта процедура определения пола достаточно трудоемка и нередко приводит к травмированию утят, что, в свою очередь, вызывает увеличение отхода молодняка в процессе его выращивания.

Японский метод (вентсексинг). В начале XX века в Японии была разработана процедура определения пола суточных цыплят путем визуального обследования клоаки и выявления на ее внутренней стенке полового бугорка, который существенно различается по форме и величине у петушков и курочек [14,15] (рис.5). В настоящее время японский метод определения пола молодняка широко используется в мировом птицеводстве. В странах СНГ высококвалифицированные операторы с многолетним стажем работы сексируют японским методом за 1 час 600 — 800 суточных цыплят со средней точностью 92 — 96 %. Скорость сексирования индюшат, утят и гусят несколько ниже (500 гол./час) при точности: для индюшат — 88 — 92 %, гусят и утят — 96 — 99 %. В процессе определения пола молодняка этим методом возможно травмирование и перезаражение птенцов патогенной микрофлорой кишечника.

Генетические методы (аутосексинг). Аутосексинг цыплят (рис. 4) базируется на разведении специально выведенной меченой по полу птицы, у которой половая принадлежность суточного молодняка определяется по окраске пуха (колорсексинг) или типам оперяемости крыла (федерсексинг) [16,17]. В современном птицеводстве особенно широко распространены аутосексные кроссы яичных и мясных кур, у которых в качестве маркеров пола используются системы альтернативных аллелей — "серебристость — золотистость" или "полосатость — однотонность" окраски оперения, а также "ранняя — поздняя" оперяемость молодняка. Аутосексинг обеспечивает высокую точность (98 — 100 %) и скорость (1,5 — 7 тыс. гол./час) сортировки молодняка по полу. Он безвреден для птенцов, высокотехнологичен и не требует длительного обучения операторов-сортировщиков (рис.4).

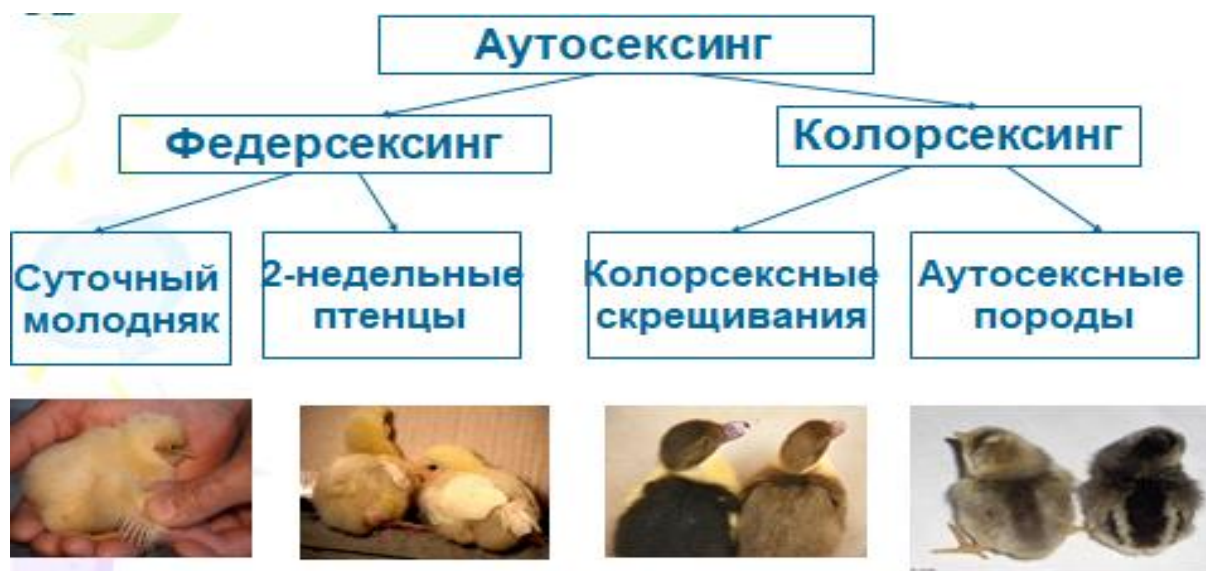
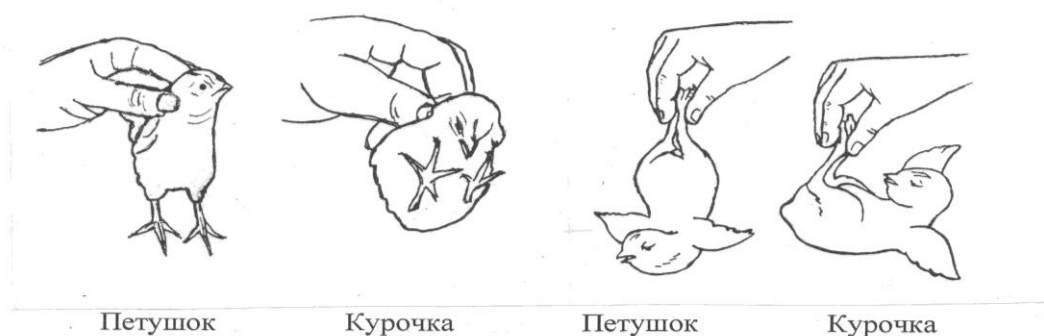


Рис.4. Классификация аутосексинга молодняка птиц

Сексирование молодняка с помощью технических средств. Попытки упростить процедуру определения пола молодняка с помощью технических средств предпринимались неоднократно. При этом разработка различных по своей сути методов проходила по примерно одинаковой схеме. Вначале исследователи пытались найти различия между

птенцами мужского и женского полов по их морфологическим, анатомическим, акустическим или физиологическим признакам. Если удавалось обнаружить четкий половой диморфизм, то после этого разрабатывалась чувствительная техника сексирования, которую можно было бы автоматизировать и применить в широких производственных масштабах. Ниже приведены описанные в литературе методы сортировки суточного молодняка по полу с применением различных приборов или технических устройств.

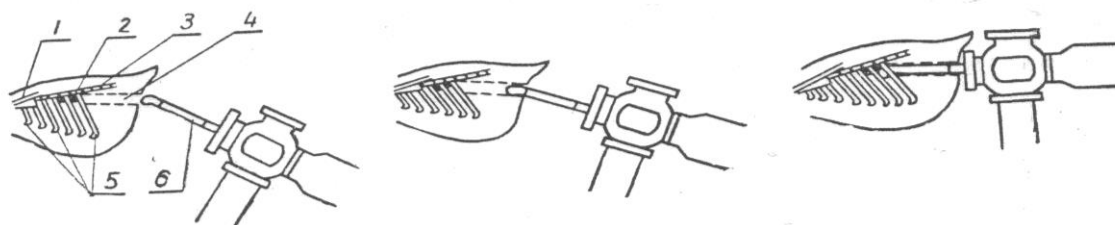
Зондовый метод. В середине XX века в Японии был разработан способ определения пола молодняка с помощью телескопического устройства, называемого "чиктестер" [13,18]. Это оптическое устройство состоит из трубки-окуляра со стеклянным полым стержнем (световодом), который вводят через клоаку в кишечник цыпленка для осмотра брюшной полости (рис. 5). По оси стеклянного стержня направляется мощный пучок света, который освещает через тонкую стенку кишечника половые железы — семенники у петушка, яичник — у курочки, расположенные вблизи позвоночника в области крестца.



Старинные способы определения пола цыплят



Вентсексинг



Чиктестер

Рис. 5. Схематическое изображение различных методов определения пола цыплят

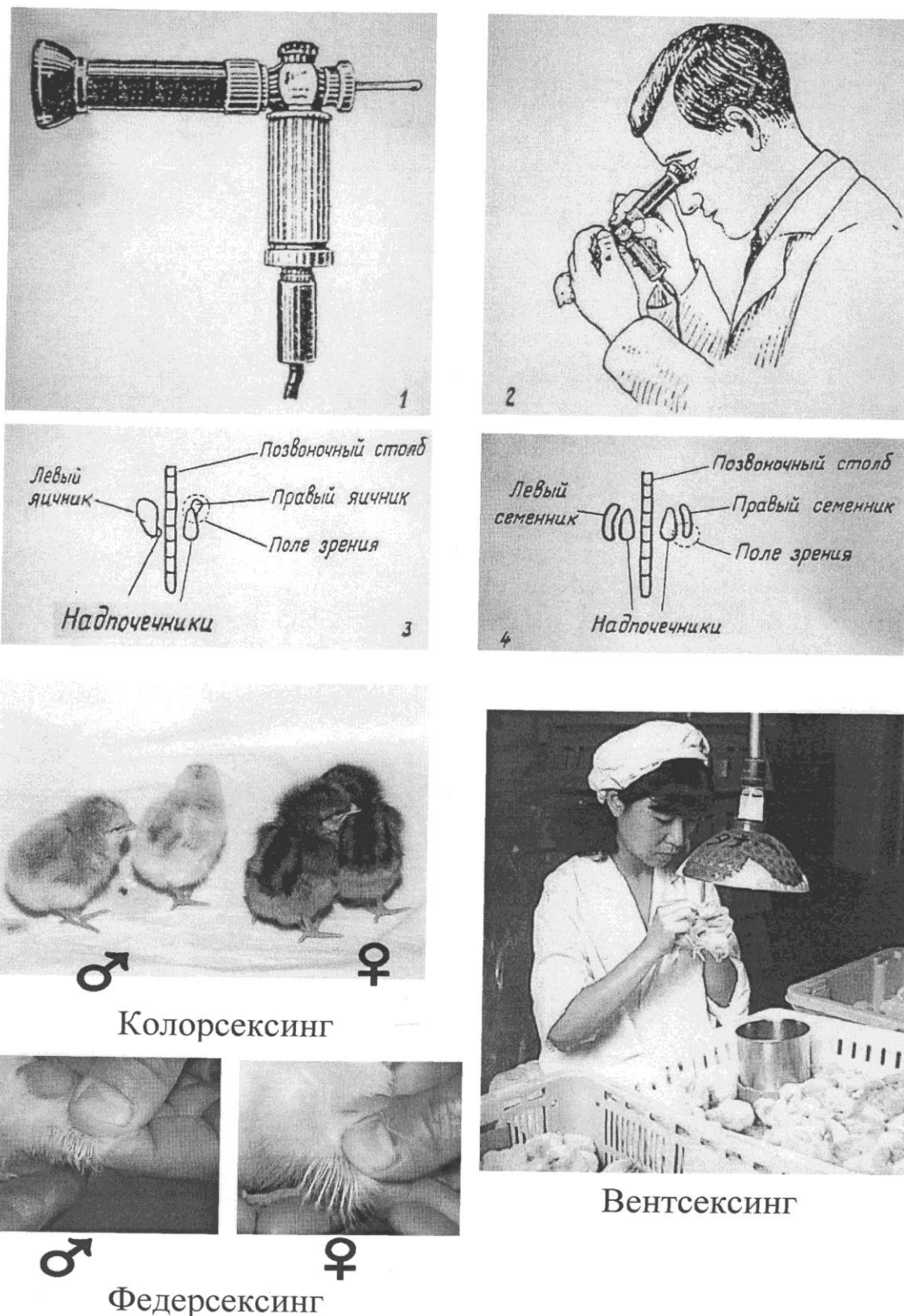


Рис. 5. Схематическое изображение различных методов определения пола суточных цыплят (окончание)

В поле зрения оператора у петушков виден один из двух молочно-белых семенников, имеющих форму рисовых зерен примерно одинаковых по величине (рис. 6). У курочек

же наблюдается плоский бледно-розовый яичник треугольной формы, расположенный, как правило, с левой стороны. Правый яичник у самочек слабо развит.

Способ введения стержня "чиктестера" через клоаку показан на схеме (рис. 7). Оптическая система прибора позволяет оператору видеть семенники или яичник птенца, увеличенные в 3 — 5 раз. Скорость сексирования молодняка зондовым методом — 400 — 500 гол./час при точности определения пола 95 — 98 %.

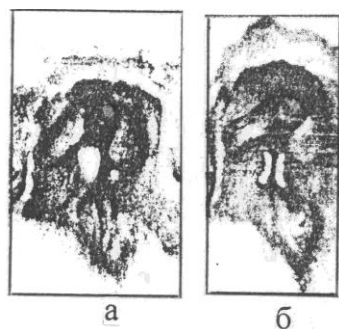


Рис.6. Внешний вид го-
над курочки (а) и пе-
тушка (б)

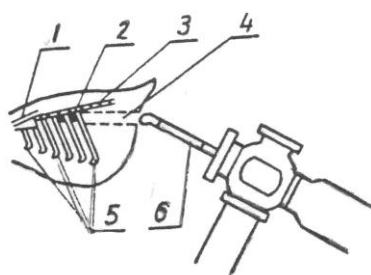


Рис.7. Схема введения рабочей части "чиктестера" в пря-
мую кишку цыпленка: 1 — лопатка; 2 — семенники или
яичник; 3 — позвоночник; 4 — клоака; 5 — ребра; 6 —
стеклянная трубка прибора.

Зондовый метод имеет ряд недостатков, свойственных японскому. Труд операторов монотонен и утомителен, производительность труда при этом невысокая, а сам метод сложен в осуществлении и требует длительного обучения. К тому же в процессе определения пола "чиктестером" не исключается стрессирование, травмирование и перезаражение молодняка возбудителями кишечных инфекционных заболеваний. Все это снижает привлекательность данного метода для промышленного птицеводства.

Акустический метод. Половой диморфизм в строении нижней гортани у однодневного молодняка приводит к различиям в спектрально-временной структуре звуковых сигналов дискомфорта у самцов и самок уже с момента вылупления (рис.8, 9). Это явление положено в основу одного из способов определения пола суточного молодняка птиц, приоритет в разработке которого принадлежит отечественным исследователям [19 — 23, 176].

Применение способа требует специальной электронно-акустической аппаратуры, которая позволяет определять пол цыплят яичного направления продуктивности с точностью до 90 %, мясного направления — с точностью до 80 %, гусят, утят, индюшат, цесарят и перепелят — до 85 — 95 %, а птенцов различных видов диких птиц — до 90 %.

Способ реализуется следующим образом. Для получения сигналов дискомфорта суточного птенца опускают вниз головой перед микрофоном, соединенным с электронно-анализирующим прибором. В таком положении птенец, как правило, издает звуковой сигнал, который немедленно обрабатывается по заданной программе электронно-акустическим устройством. По результатам анализа на приборе загорается одна из трех цветных лампочек: красная — анализируемый птенец — самец, синяя лампочка — самочка, или зеленая — пол птенца не определен.

АКУСТИЧЕСКИЙ МЕТОД

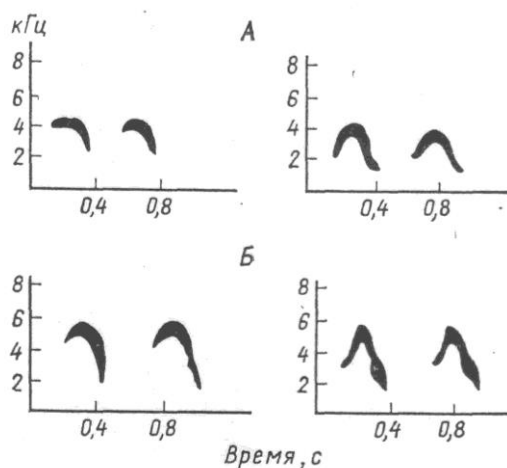


Рис.8. Сонограммы сигналов "дискомфорта" суточных цыплят мясного (А) и яичного (Б) направлений продуктивности. Слева — курочки; справа — петушки.

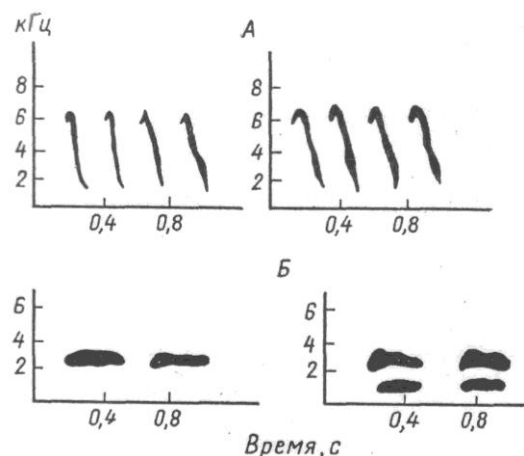


Рис.9. Сонограммы сигналов "дискомфорта" суточных птенцов японского перепела (А) и цесарки (Б). Слева — самки; справа — самцы.

К недостаткам данного способа можно отнести невысокую скорость определения пола молодняка (не более 500 гол./час), потребность в дорогостоящей электронно-акустической аппаратуре, пониженную точность сексирования, особенно в случае перердержки молодняка в выводных шкафах инкубаторов, а также стрессирование птенцов.

Цитогенетический метод. Описана методика сексирования суточных цыплят по кариотипу быстроделющихся клеток пульпы пера [24]. У кур (как и у других видов птиц) дивергенция половых хромосом зашла дальше, чем у млекопитающих. "Мужская" половая **Z**-хромосома — самый длинный метацентрик кариотипа, тогда как "женская" половая **W**-хромосома является субметацентриком, который примерно в 10 раз меньше **Z**-хромосомы. Исследуя митозы клеток пульпы пера обычным цитогенетическим методом, можно по количеству **Z**-хромосом определить пол цыпленка. Если в кариотипе анализируемого птенца две **Z**-хромосомы, значит это петушок, а если только одна — курочка (рис.10). Цитогене-

тический метод определения пола абсолютно точен, но трудоемок и нетехнологичен. Наиболее оправдано его использование в целях генетической экспертизы.

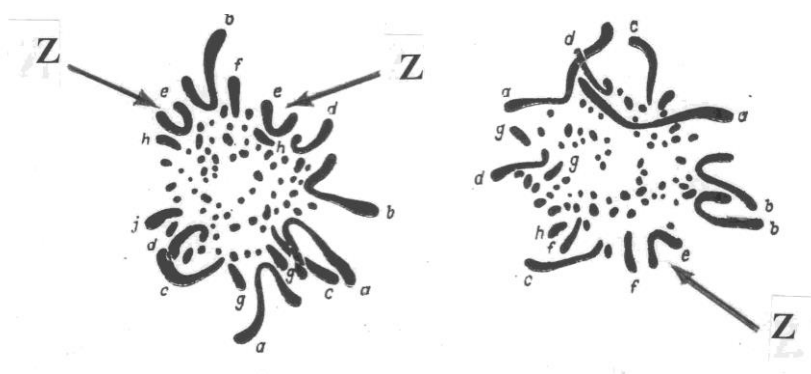
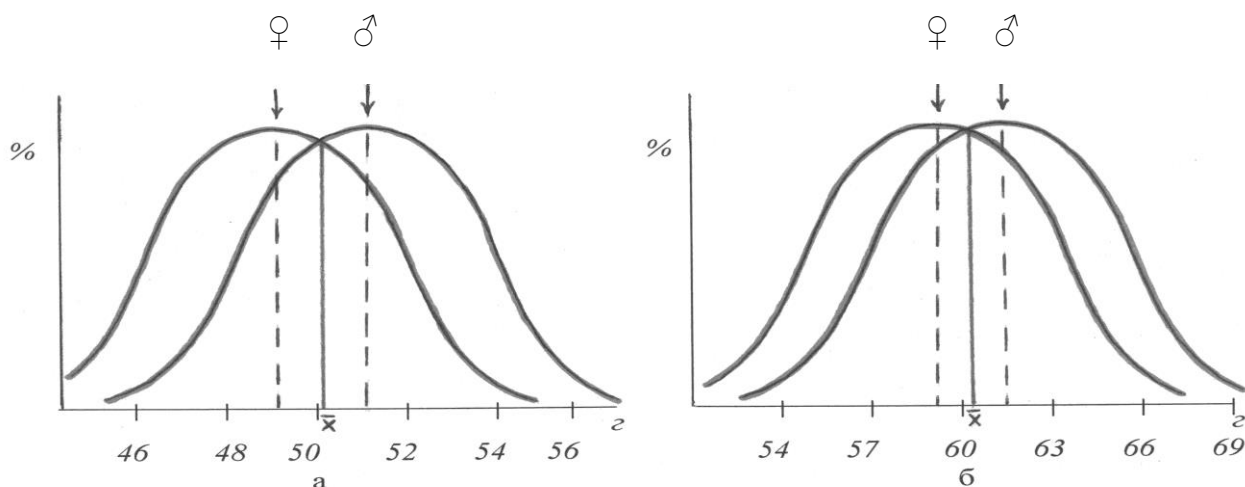


Рис. 10. Кариотип суточного петушка (слева) и курочки (справа)
е — Z-хромосома

Молекулярно-генетический метод. После того, как японские исследователи [25, 26] определили и клонировали специфическую нуклеотидную последовательность в W-хромосоме, была показана возможность определения пола у цыплят при помощи новейшего метода блотт-гибридизации ДНК крови анализируемой особи со специфическим праймером [27]. Пол молодняка четко определяется не только с использованием для анализа проб очищенной ДНК цыпленка, но и при исследовании его отмытых эритроцитов или даже цельной крови. Следует подчеркнуть, что данная молекулярно-генетическая процедура безошибочного определения пола молодняка пока еще трудоемка и дорогостояща.

Весовой метод. Изучение живой массы суточных самцов и самок домашних птиц показало, что у большинства видов и пород только что вылупившиеся самцы в среднем тяжелее самок [28 — 30]. По степени убывания полового диморфизма однодневных птенцов по массе тела (различия даются в процентах) обследованные виды птиц расположились в такой последовательности: мускусная утка (5,12 %), фазан охотничий (5,08 %), индейка (4,6 %), гусь домашний (2,3 %), курица домашняя (1,8 — 2,5 %), домашняя утка (0,4 %), японский перепел (-0,1 %), цесарка (-0,2 %). Ниже приведены распределения живой массы суточных самцов и самок мускусной утки и индейки.



а) мускусная утка;

б) индейка.

Поскольку половые различия в живой массе у суточных мускусных утят, фазанят, индюшат и цыплят мясных пород статистически достоверны, то их можно положить в основу простого метода сексирования молодняка путем его индивидуального взвешивания. Хотя весовой метод сортировки птенцов дает низкую точность определения пола (60 — 65 %), он все же позволяет создать равновесовые сообщества молодняка на первых этапах его выращивания.

Для практической реализации весового метода необходимо определить с точностью до 0,1 г среднюю живую массу случайной выборки обоеполоых птенцов (100 гол.) и путем последующего индивидуального взвешивания всего массива молодняка разделить его на две группы ("тяжелые" и "легкие") по следующему принципу: если живая масса птенца равна или выше средней по обоеполой выборке ("тяжелые"), то особь следует относить к самцам, если ниже средней ("легкие") — к самкам. Такая калибровка птенцов по массе на две группы и последующее их раздельное выращивание в разных секциях позволяет с первых же дней дифференцировать кормление и плотность посадки птицы, что положительно сказывается на ее дальнейшем развитии.

Прединкубационная калибровка яиц на три весовые категории (легкие, средние и тяжелые) позволяет на 5 — 10 % повысить точность предсказания пола птенцов, особенно полученных из яиц "среднего" и "тяжелого" классов. Калибровка инкубационных яиц по массе снижает индивидуальную изменчивость молодняка и усиливает дифференциацию полов по живой массе внутри каждого весового класса, повышая тем самым точность сексирования птенцов [30].

Метод индивидуального взвешивания прост в эксплуатации и безвреден для птенцов. При использовании электрических быстро уравнивающих весов типа ВЛТК-500, скорость сортировки молодняка достигает 600 гол./час.

Другие способы. Известен способ сексирования цыплят, в основу которого положены различия в фототропной реакции самцов и самок [31]. Для сортировки молодняка по полу этим методом суточных цыплят помещают в камеру, освещенную с противоположных сторон фиолетовым и красным светом. Петушки при этом преимущественно перемещаются в сторону фиолетового освещения, а курочки — в сторону красного. Способ не получил применения в производственных условиях в связи с низкой точностью (57 — 67 %) и невысокой скоростью (120 — 140 гол./час) сексирования цыплят.

В литературе описан способ сексирования цыплят [32] посредством воздействия на них **инфракрасным излучением**, к источнику которого устремляются курочки; петушки же при этом остаются на месте. Точность сексирования молодняка способом теплового облучения не превышает 70 %.

Предлагался также метод ранней диагностики пола цыплят, основанный на половых различиях в **электропроводности** тканей [33]. Эксперименты ученых показали, что отношение сопротивления тканей цыплят, измеренного на низкой частоте пропускаемого электрического тока, к такому же показателю, полученному на высокой частоте, у суточных петушков на 20 — 25 % выше, чем у курочек. Это позволило исследователям с помощью портативного электронного прибора "Тонус-2" определять пол молодняка, хотя точность сексирования этим методом была невысока. Метод безвреден для птенцов, так как ток, пропускаемый через объект, ничтожно мал (до 10 мка).

Известен также несложный способ сексирования цыплят посредством воздействия на них **низкочастотным звуковым раздражителем** [34]. Согласно этому способу после воздействия звукового раздражителя петушки быстрее, чем курочки утомляются и засыпают. Точность метода низкая (59 %).

Таким образом, можно отметить, что к настоящему времени известно более десяти различных методов определения пола суточного молодняка домашних птиц. Однако большинство из них не обеспечивают высокую точность и скорость сексирования птенцов. Многие из этих методов трудоемки и сложны в использовании, оказывают стрессирующее воздействие на птенцов, нередко приводят к их травмированию. Поэтому в современном мировом птицеводстве широко используются только три из вышеописанных способа определения пола суточного молодняка — **японский** и **два генетических (федер- и колорсексинг)**.

Ввиду важности этих методов для современного промышленного птицеводства остановимся на них подробнее в последующих разделах этой главы.

1.2. Определение пола суточного молодняка птиц японским методом (вентсексинг)

История вентсексинга. Некоторые наиболее опытные японские и китайские птицеводы уже в XIX веке умели определять пол у вылупившихся цыплят путем осмотра клоак птенцов и выявления в них половых бугорков, характерных для суточных петушков. В сравнительно завершенном виде клоакальный метод был разработан в Японии в 20-х годах прошлого века видными учеными Киеши Масуи и Джуро Хашимото, когда в стране стала интенсивно развиваться птицеводческая промышленность. Первая научная публикация авторов предлагаемого метода была дана в 1925 г. [35].

В 1927 г. К. Масуи более подробно изложил суть своего метода на III Всемирном конгрессе по птицеводству в Оттаве (Канада). А уже начиная с 1933 г. метод стал широко применяться в Канаде и США, где разработанному методу было присвоено рабочее название — **вентсексинг** (от англ. vent — отверстие клоаки) [36].

Сейчас в Японии существует хорошо продуманная система подготовки сортировщиков высокой квалификации, способных после обучения определять пол суточных цыплят с точностью не ниже 98 % при скорости сортировки 900 — 1000 голов/час. Японские специалисты-сексаторы пользуются большим спросом в США и Европе, где их труд оценивается не менее 5000 евро в месяц. В последнее время с японскими сексаторами успешно конкурируют сортировщики цыплят по полу из Китая, Лаоса и Южной Кореи, в связи с чем цены на услуги представителей этой редкой профессии несколько снизились.

В странах СНГ японский метод сортировки суточных цыплят по полу стал применяться начиная с 50-х годов прошлого столетия. Однако до настоящего времени этот метод сортировки не получил должного развития, поскольку точность сексирования составляет в среднем 88 — 95 % при скорости 600 — 800 голов в час.

В настоящее время вентсексинг широко используется во многих странах мира, где хорошо развито птицеводство. Постоянно происходит совершенствование как самой техники манипулирования с суточным молодняком, так и вспомогательного оборудования, используемого в данной технологической операции.

В последние десятилетия японский метод определения пола у цыплят успешно адаптирован для сексирования молодняка других видов сельскохозяйственной птицы — индюшат, гусят, утят и цесарят. В связи с расширением видового состава домашних птиц в настоящее время весьма перспективна разработка клоакального метода для определения пола у суточных перепелат, страусят, фазанят и молодняка некоторых других видов сухо-

путных и водоплавающих птиц, находящихся на различных этапах одомашнивания. Актуальным является разработка вентсексинга для суточного и подрощенного молодняка некоторых видов декоративных и певчих птиц.

Принцип метода. В основу японского метода определения пола суточного молодняка домашней птицы положен осмотр раскрытой клоаки птенцов и выявление морфологических различий в строении зачаточного полового бугорка у самцов и самок [14,15].

Первоначальное предопределение пола у эмбрионов птиц обусловлено половыми хромосомами **Z** и **W**. В процессе эмбриогенеза у самцов (**ZZ**) формируются парные семенники и зачаточный половой бугорок в клоаке, который впоследствии преобразуется в репродуктивный копуляторный орган. У эмбрионов женского пола (**ZW**) в полной мере формируется, как правило, только левая гонада (яичник). К моменту вылупления самок из яйца половой бугорок у них под действием женских половых гормонов — эстрогенов, полностью регрессирует или приобретает иную, чем у самцов, форму.

Поскольку половой диморфизм в строении нижнего отдела клоаки хорошо выражен у суточного молодняка многих видов домашних и диких птиц, то японский метод можно считать универсальным, пригодным для сексирования птенцов разных систематических групп. Однако он лучше всего разработан и чаще всего используется для определения пола у цыплят, поэтому вначале подробнее остановимся на применении вентсексинга в куроводстве.

Возраст цыплят, оптимальный для вентсексинга. Точность определения пола цыплят японским методом в значительной степени зависит от их возраста. Вентсексинг молодняка яичных пород кур рекомендуются проводить сразу же после выемки цыплят из инкубатора в возрасте 6 — 16 часов после вылупления. К этому времени птенцы уже хорошо обсохли и у них зарубцевалась пуповина. У молодняка старше 16-часового возраста отличительные признаки пола постепенно сглаживаются, что заметно снижает точность его сексирования [37].

У цыплят мясного и мясо-яичного направлений продуктивности оптимальным для сексирования считается возраст 8 — 18 часов после вывода (выклева). Цыплята-бройлеры моложе 8-часового возраста обычно еще влажные и рыхлые, поэтому при определении у них пола возможны травмы клоаки и стенок желточного мешка [38].

Организация рабочего места. Производительность труда оператора во многом зависит от правильной организации его рабочего места. Для сортировки суточных цыплят по полу необходимо отдельное помещение с оптимальной температурой воздуха (23 — 26⁰С), хорошей вентиляцией и плотными шторами на окнах.

Существует два варианта работы сортировщиков молодняка по полу японским методом — сидя и стоя. В Украине большинство операторов сексируют цыплят сидя за специально предназначенным для этой цели столом СЦП-2А ТУ 105-4-920 84, который изготовлялся производственным объединением «Звенигород» (рис. 11а).

Кроме специального стола рабочее место сортировщика включает в себя настольную лампу, удобный, соразмерный с его ростом стул и ящики для рассортированных по полу цыплят. Для освещения раскрытой клоаки цыпленка используется электрическая лампа накаливания мощностью 100 Вт, которая жестко закреплена на поверхности стола. Лампа имеет металлический абажур и подвижную станину, что позволяет установить источник света ниже уровня глаз оператора (свет не должен попадать ему в глаза).

В поверхность стола вмонтирован съемный ящик из нержавеющей стали для несортированных цыплят. Ящик имеет сетчатое дно, под которым находится кювета для помета. Некоторые операторы собирают помет в стеклянную банку, которую по завершении работы моют под проточной водой.



а



б

Рис.11. Варианты организации рабочего места оператора (а — сидя, б — стоя).

По обе стороны от оператора расположены пустые пластмассовые ящики для суточных курочек (слева) и петушков (справа). По мере их заполнения курочки и петушки передаются другим работникам инкубатория для последующей обработки, которая может быть специфична для однодневных самцов и самок (вакцинация, маркирование, обрезание клюва или гребня, прижигание шпор и когтей). В отдельный ящик оператор-сортировщик помещает нетипичных и непригодных для сексирования особей (слабые, калеки).

Перед началом работы оператор заполняет центральный ящик несортированным молодняком, включает электрическую лампу и, надев марлевую повязку на лицо, приступает к сортировке цыплят по полу. По окончании работы он должен выключить свет, вытереть пыль с поверхности стола, очистить и вымыть кювету для сбора помета.

В странах Западной Европы и Японии определители пола цыплят японским методом часто работают стоя. Примером тому служит новая система организации труда при определении пола суточных бройлеров, разработанная и внедренная в практику британским инженером Дж. Хейкоком (рис.11 б). Модульная установка позволяет одновременно работать 14-ти операторам, хотя при желании ее размеры можно легко увеличить.

Каждое рабочее место сексатора имеет три наклонных воронкообразных рукава-приемника, которые изготовлены из нержавеющей стали. Несортированные по полу суточные бройлеры поступают к оператору через наклоненный к нему центральный рукав. Два других приемника расположены по обе стороны от каждого сортировщика, и через них курочки и петушки плавно соскальзывают в пустые ящики. Эта система увеличивает на 35% производительность труда операторов и создает лучшие санитарно-гигиенические условия для цыплят в процессе вентсексинга.

Несмотря на то, что саму процедуру вентсексинга (в отличие от колор- и федерсексинга) пока нельзя механизировать, во многих странах мира постоянно происходит совершенствование столов, за которыми работают сортировщики молодняка по полу. Так, например, специалисты американской компании "Эмбрекс" разработали и внедрили в практику птицеводческой фирмы "Хай-Лайн" производственную линию, важным элементом которой является "карусель" сексирования (рис.12). Эта производственная система позволяет автоматизировать следующие технологические операции, осуществляемые в инкубационном цехе: выборку цыплят из инкубатора, отделение их от скорлупы, конвейерную подачу цыплят к сексаторам, дифференцированный подсчет самцов, самок и некондиционных цыплят, их вакцинацию против болезни Марека, размещение курочек и петушков в разные ящики.

Аналогичные производственные линии созданы и в других странах мира с высоко-

развитым птицеводством. При их использовании в значительной степени сокращается персонал инкубатория, снижается уровень стрессирования суточных цыплят, ускоряется их ветеринарная обработка и отправка на выращивание, повышается сохранность молодняка в первую неделю жизни.

Независимо от условий работы, продолжительность рабочего дня оператора по определению пола молодняка японским методом составляет 6 часов при обязательном десятиминутном перерыве через каждый час. Отрицательно сказываются на результативности работы операторов недостаточное освещение, неудобные столы и стулья, посторонний шум, ежедневные перегрузки, продолжительные перерывы в работе и отсутствие оперативного индивидуального контроля за качеством сортировки молодняка.

Техника сексирования цыплят. Определение пола цыпленка включает в себя ряд последовательных операций, которые непрерывно переходят одна в другую. Один полный цикл движений оператора включает в себя такие действия:

- извлечение цыпленка из ящика;
- оценка его кондиционности;
- освобождение прямой кишки цыпленка от содержимого;
- фиксация цыпленка в левой руке;
- раскрытие клоаки птенца;
- осмотр клоаки и определение пола цыпленка;
- размещение петушков и курочек в разные ящики.

Все эти движения рук опытный оператор выполняет со сноровкой, быстро и аккуратно, затрачивая на процесс определения пола одного цыпленка не более 4-х секунд. Главное требование к оператору при определении пола — не травмировать цыпленка! Поэтому с молодняком следует обращаться осторожно, чтобы избежать вывихов ножных суставов, травмирования слизистой клоаки и разрывов непрочной оболочки желточного мешка вследствие чрезмерного сдавливания брюшка цыпленка.



Рис. 12. "Карусель" для сексирования цыплят

Остановимся подробнее на технике определения пола цыплят японским методом. Ключевые моменты этой процедуры отражены на рис. 13 — 16. Сортировщик извлекает цыпленка из ящика левой рукой (для правой) и захватывает его пальцами так, чтобы спинка птенца не прикасалась к ладони, а его головка была направлена к мизинцу. Одно-

временно с этим оператор оценивает кондиционность цыпленка и, если нужно, - производит браковку и размещение слабых и нетипичных особей в отдельный ящик.

Для удаления содержимого прямой кишки необходимо поднести цыпленка к кювете для сбора помета и тремя пальцами (большим, указательным и средним) той же левой руки осторожно сдавить птенца по бокам в области брюшка (рис.13). Струйка жидкого помета при этом направляется в кювету. В случае необходимости, если клоака остается загрязненной, ее следует осушить ватным или марлевым тампоном.

Далее фиксируют цыпленка в левой руке с участием всех пяти пальцев. С этой целью цыпленка переворачивают вниз головой, а затем, захватив пальцами правой руки его ножки и немного развернув тело птенца против часовой стрелки, зажимают их между указательным и средним пальцами левой руки. При этом шея птенца также слегка зажата между мизинцем и безымянными пальцами той же левой руки, а большой палец может поддерживать спинку цыпленка (рис. 14). Во время фиксации не следует сильно сдавливать птенца, поскольку болевой стресс сделает его беспокойным, а это, в свою очередь, затруднит осмотр клоаки.

Умелое раскрытие клоаки цыпленка — это всегда решающий момент при определении его пола. Отработка этой операции требует от обучающихся сосредоточенности и упорных тренировок.

Как правило, опытные сортировщики начинают раскрывать клоаку птенца большим и указательными пальцами правой руки, которые располагаются по краям (с противоположных сторон) анального отверстия. Для того, чтобы нижняя часть клоаки, на которой расположен половой бугорок самцов, выпятилась наружу, следует легким движением указанных выше пальцев произвести растяжение клоаки с одновременным надавливанием данного участка в сторону живота цыпленка. Зафиксировав клоаку цыпленка в выпяченном положении, следует краем ногтевой пластинки большого пальца уже левой руки осторожно вывернуть наружу внутреннюю стенку клоаки со стороны брюшка цыпленка (рис. 15). На слизистой поверхности этого отдела клоаки (вентральный отдел) у петушков будет расположен половой бугорок (рис. 16), которого, как правило, нет у курочек.



Рис.13. Освобождение клоаки цыпленка от помета



Рис. 14. Фиксация цыпленка в левой руке (способ 1)

После осмотра клоаки и распознавания образа самца или самки цыпленку присваивают половую принадлежность (петушок или курочка) и помещают его в соответствующую тару. Как правило, на осмотр клоаки цыпленка профессионалы и начинающие сортировщики тратят примерно одинаковое время, а вот подготовительные и завершающие движения у мастеров проходят быстрее.



Рис. 15. Фиксация цыпленка в левой руке (способ 2)



Рис. 16. Раскрытие клоаки птенца

Описанные выше приемы вентсексинга не являются строгим стандартом и могут быть изменены в деталях с учетом психофизических особенностей и мастерства человека, определяющего пол цыпленка. Так, например, некоторые операторы-правши предпочитают фиксировать цыпленка в правой, а не в левой руке. Опытные сортировщики, различающие с первого взгляда половой бугорок у петушков, уже могут не фиксировать ножки птенца, беря для исследования сразу двух цыплят. Некоторые операторы раскрывают клоаку цыпленка только двумя большими пальцами или одним большим и двумя указательными пальцами одновременно.

В последнее время в Японии применяется более совершенный вариант клоакального метода, при котором оператор держит цыпленка в левой руке спинкой вверх (рис. 21). Зафиксировав в таком положении цыпленка, указательным пальцем правой руки он проводит вертикально сверху вниз по клоачному отверстию, в результате чего клоака раскрывается, и в ее нижней части становится видимым половой бугорок (рис. 22). Этот прием позволяет сортировщику с многолетним опытом добиваться наилучших результатов точности сортировки цыплят по полу (98 — 100 %) при высочайшей производительности труда (более 1000 голов в час).

Таким образом, существует несколько вариантов фиксации цыпленка и раскрытия его клоаки (рис. 17 — 22). Каждый птицевод, обучающийся вентсексингу, должен сам выбрать для себя наиболее приемлемую технику определения пола. Не так важно, какой вариант сексирования молодняка будет выбран. Главное, чтобы была выполнена основная задача — хорошо раскрыта клоака цыпленка и правильно определен его пол. При этом важно, чтобы молодняк был минимально стрессирован и не травмирован. Нужно постоянно помнить, что после вылупления ткани цыпленка очень мягкие, а пупочное отверстие еще полностью не зарубцевалось. Поэтому при сексировании цыплят обращаться с ними следует очень осторожно.

Поскольку японский метод может способствовать перезаражению молодняка возбудителями кишечных инфекционных заболеваний (пуллороз, колибактериоз, нейссерия, сальмонеллез и др.), то оператору целесообразно периодически, через каждые 10 — 20 манипуляций (определений пола), дезинфицировать пальцы рук в дезрастворе. С этой целью пальцы можно опускать в ванночку с 75 %-ным раствором этилового спирта или же обтирать их марлевой салфеткой, смоченной в этом же растворе.

Разновидности половых бугорков у цыплят. Форма половых бугорков у суточных петушков и курочек сильно варьирует, поэтому операторам необходимо приобрести

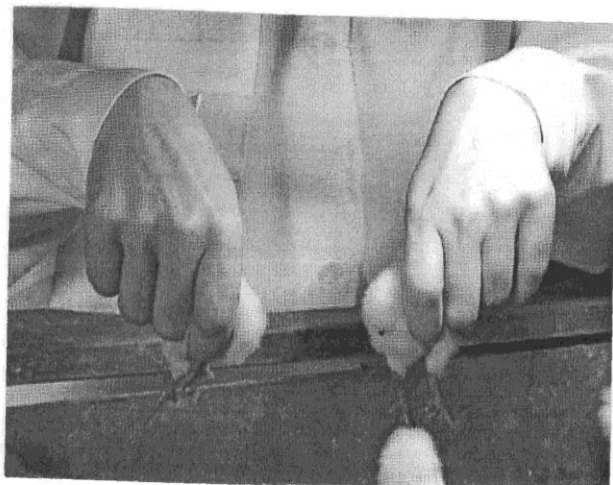


Рис. 17. Одновременное удаление помета у двух цыплят

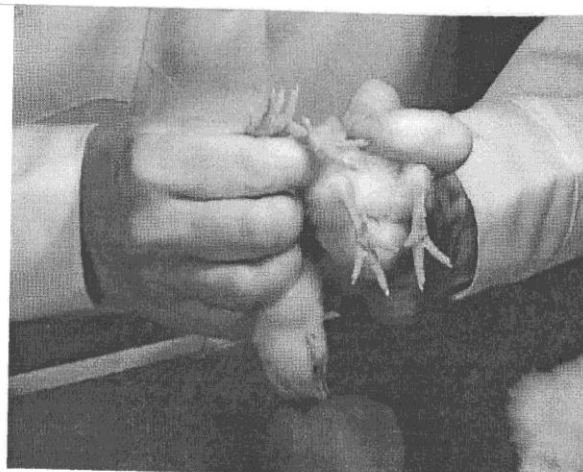


Рис. 18. Одновременная фиксация двух цыплят

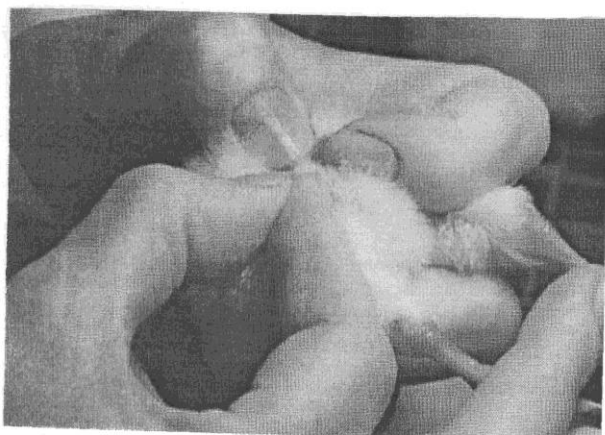


Рис. 19. Раскрытие клоаки четырьмя пальцами оператора (общий вид)

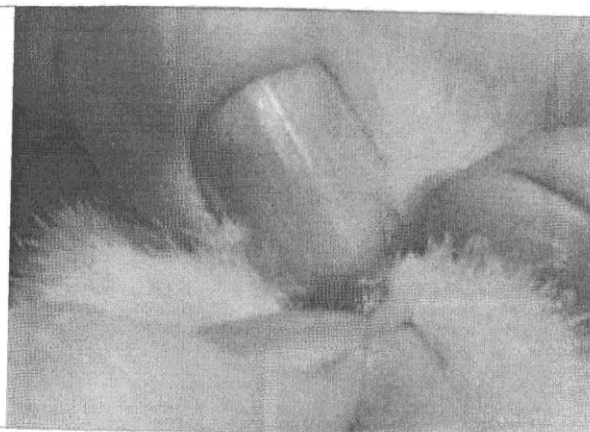


Рис. 20. Раскрытие клоаки четырьмя пальцами оператора (крупный план)

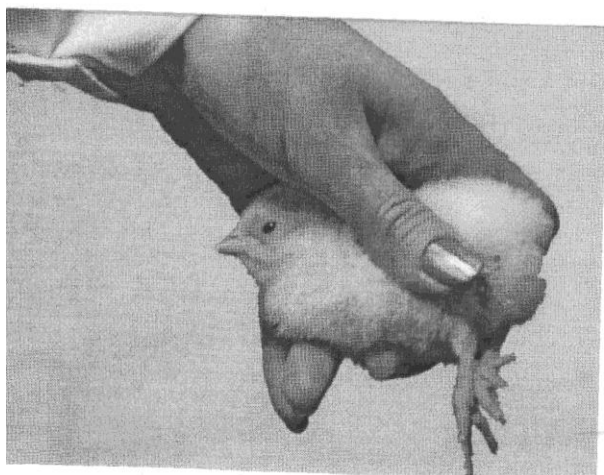


Рис. 21. Фиксация цыпленка спиной вверх

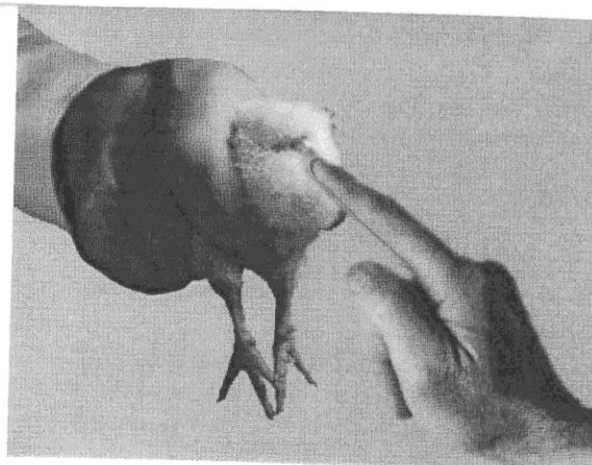


Рис. 22. Раскрытие клоаки указательным пальцем правой руки

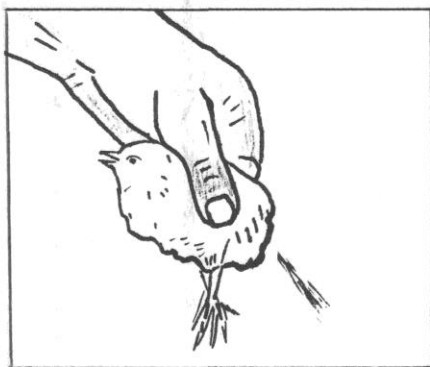


Рис. 13.

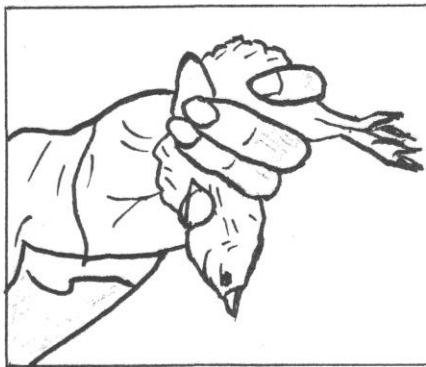


Рис. 14.

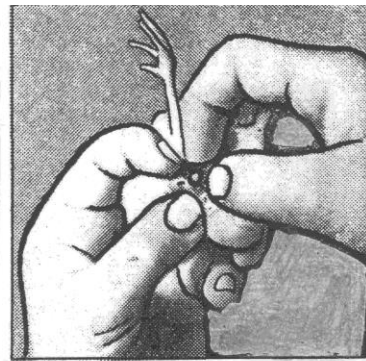


Рис.15

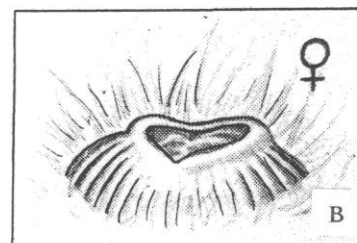
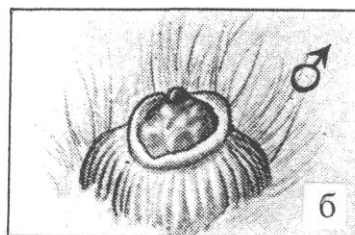
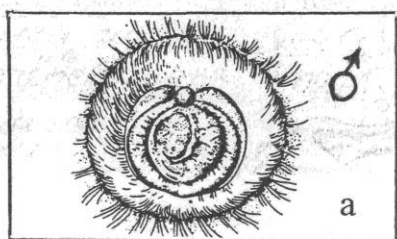


Рис. 16 (а, б, в)

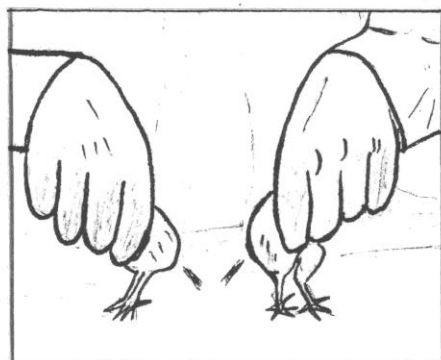


Рис. 17.

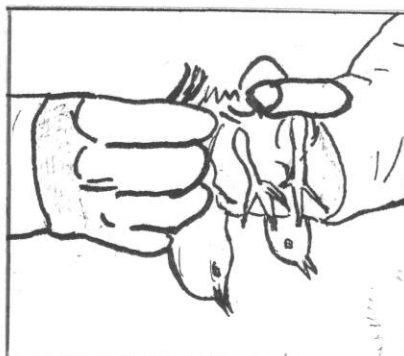


Рис. 18.

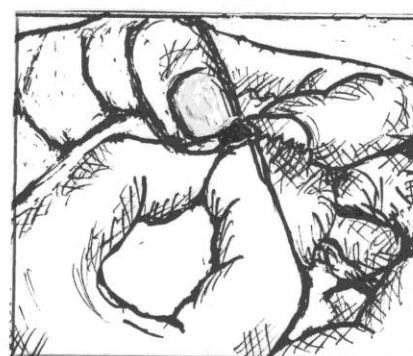


Рис.19.

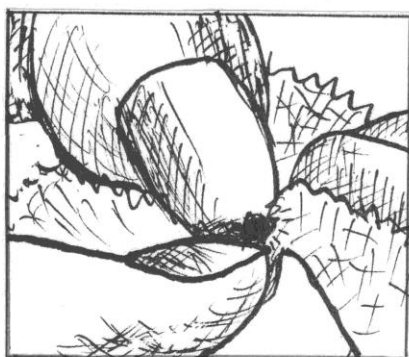


Рис. 20.

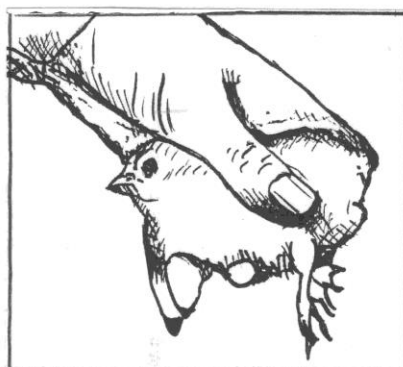


Рис.21.

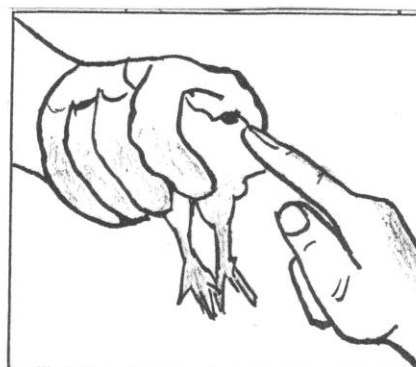


Рис.22.

Рис. 13 — 22. Основные позиции пальцев рук оператора во время проведения вент-сексинга у суточных цыплят (схематическое изображение)

большой опыт, чтобы безошибочно определять пол цыплят. Примерно у 70 % суточных самцов встречается типичный половой бугорок, который похож на полусферу диаметром около 1 мм. Иногда встречаются петушки с очень маленьким половым бугорком, либо с бугорком, раздвоенным по середине или имеющим сердцевидную форму. У подавляющего большинства петушков половой бугорок упругий и гладкий, блестящий, красноватого цвета. От него отходят влево и вправо по одной розовой кожной складке, которые отделены от бугорка заметным углублением у его основания. Поскольку бугорок является плотным образованием, то при надавливании на него пальцем он не исчезает. Типичный вид наружных половых признаков суточной курочки — наличие на стенке клоаки розовых складок и отсутствие между ними бугорка. Однако, нередко встречаются курочки с небольшим остроконечным или плоским бугорком розового цвета. При растягивании клоаки или надавливании на такой бугорок женского типа он исчезает, что является дополнительным диагностическим признаком женского пола. На рис. 23 показаны разновидности мужского и женского типов половых бугорков у суточных цыплят по Томасу Кенфилду [14, 15]. После описания каждого из вариантов полового бугорка в скобках приведена ориентировочная частота (в %) его встречаемости у суточного молодняка исходных линий современных яичных и мясных кроссов кур.

Вариации полового бугорка у петушков:

a — увеличенный куполообразный половой бугорок (4 — 12 %);

b — типичный куполообразный бугорок (62 — 84 %);

c — маленький куполообразный половой бугорок (8 — 30 %), который может быть не замечен при беглом осмотре и принят за женский тип;

d и *d*¹ — сердцевидный бугорок одного типа, который меняет свою форму при различном надавливании пальцев в области клоаки (0,0 — 0,5 %). При более сильном давлении пальцев (*d*) этот бугорок трудно дифференцировать в отношении пола. Ослабление давления на клоаку (*d*¹) позволяет слизистой оболочке вернуться в естественное положение, что делает характерную для мужского пола полусферу полового бугорка хорошо различимой в нижней части этого трехвершинного образования;

e — глубоко расположенный бугорок, который при слабом раскрытии клоаки может быть не замечен (0,0 — 3,5 %);

f — переходная форма бугорка между вариантами *c* и *d* (0,0 — 1,0 %);

g — вертикально расщепленный половой бугорок (0,0 %);

h — крупный луковичеобразный бугорок (0,0 — 1,7 %).

Изменчивость строения клоаки у курочек:

a — наиболее распространенная форма женского типа — полное отсутствие какой-либо структуры, хотя бы отдаленно напоминающей бугорок (23 — 79 %);

b — на месте бугорка имеется V-образная складка (10 — 25 %);

c и *c*¹ — бугорок женского типа, который под различным давлением пальцев оператора изменяет свою форму (0,0 — 27,4 %). При более слабом давлении на клоаку (*c*¹) этот бугорок легко можно спутать с мужским;

d — бугорок сходен с типом *c*, за исключением того, что он имеет плоский языкоподобный внешний вид (0,0 — 1,3 %);

e — возвышение в виде горизонтального гребня (2,6 — 16,6 %). Вариации этого типа трудно дифференцируются в отношении пола;

f — плоский бугорок расщеплен вертикально по срединной линии (0,0 %). Этот тип бугорка может быть легко перепутан с мужским типом *g*. Однако, более плоская поверхность возвышения (в отличие от округлой мужской) позволяет классифицировать его

g — маленький остроконечный женский бугорок, расположенный несколько влево

от средней линии. При раскрытии клоаки цыпленка бугорок значительно высовывается и свешивается вниз, что четко отличает его от мужского типа (0,0 — 4,4 %);

h — бугорок женского типа, отличающийся от мужского бугорка слишком маленькими размерами (0,0 — 12,3 %).

На частоту встречаемости типов половых бугорков оказывает влияние породная принадлежность цыпленка и степень давления пальцев оператора на стенки клоаки. Многие опытные определители пола считают, что молодняк яичного направления продуктивности легче сексировать, чем цыплят мясных пород и кроссов. Это связано с тем, что у последних слабее выражен половой диморфизм в строении клоаки (половой бугорок у петушков имеет меньшие размеры и часто расположен глубоко в клоаке). Кроме того, цыплята мясного направления продуктивности более крупные и рыхлые, что вынуждает операторов обращаться с ними очень осторожно.

В исследовании Ю.В. Бондаренко с сотрудниками [188] сравнили спектр и частоту встречаемости (в %) базовых типов половых бугорков у цыплят современных линий породы белый леггорн с данными, полученными Т.Кенфилдом по этой породе в 40-х годах прошлого века [15].

Анализ приведенных в таблице 1 данных показал, что между линиями породы белый леггорн за 65 лет (65 поколений селекции) произошли существенные изменения в частоте встречаемости большинства фенотипов клоаки. В частности, частота мужского бугорка **c** возрасла с 7,85 до 28,85 % ($P>0,999$), тогда как суммарная частота типов **e+f** снизилась с 20,53 до 2,4 % ($P>0,999$), а мужские бугорки **g** и **h** вообще не встречаются у суточных петушков обследованных линий современного леггорна.

Среди курочек изученных нами линий леггорна частота наиболее желаемых типов **a+b** возрасла с 57,22 до 87,80 % ($P>0,999$) за счет уменьшения частоты типов **e** и **f** и полного отсутствия фенотипов **c**, **c1**, **d** и **h**.

Таблица 1. Сравнительная характеристика частоты встречаемости типов бугорков у суточных цыплят современных и ранее используемых линий породы леггорн (в %)

Петушки			Курочки		
Тип бугорка	Кенфилд [4]	Данное исследование	Тип бугорка	Кэнфилд [4]	Данное исследование
a+b	64,32	68,35	a+b	57,22	87,80
c	7,85	28,85	c+c1+d	16,98	0
d+d¹	0,58	0,56	e+f	24,52	12,20
e+f	20,53	2,24	g+h	1,27	0
g	3,28	0			
h	3,41	0			

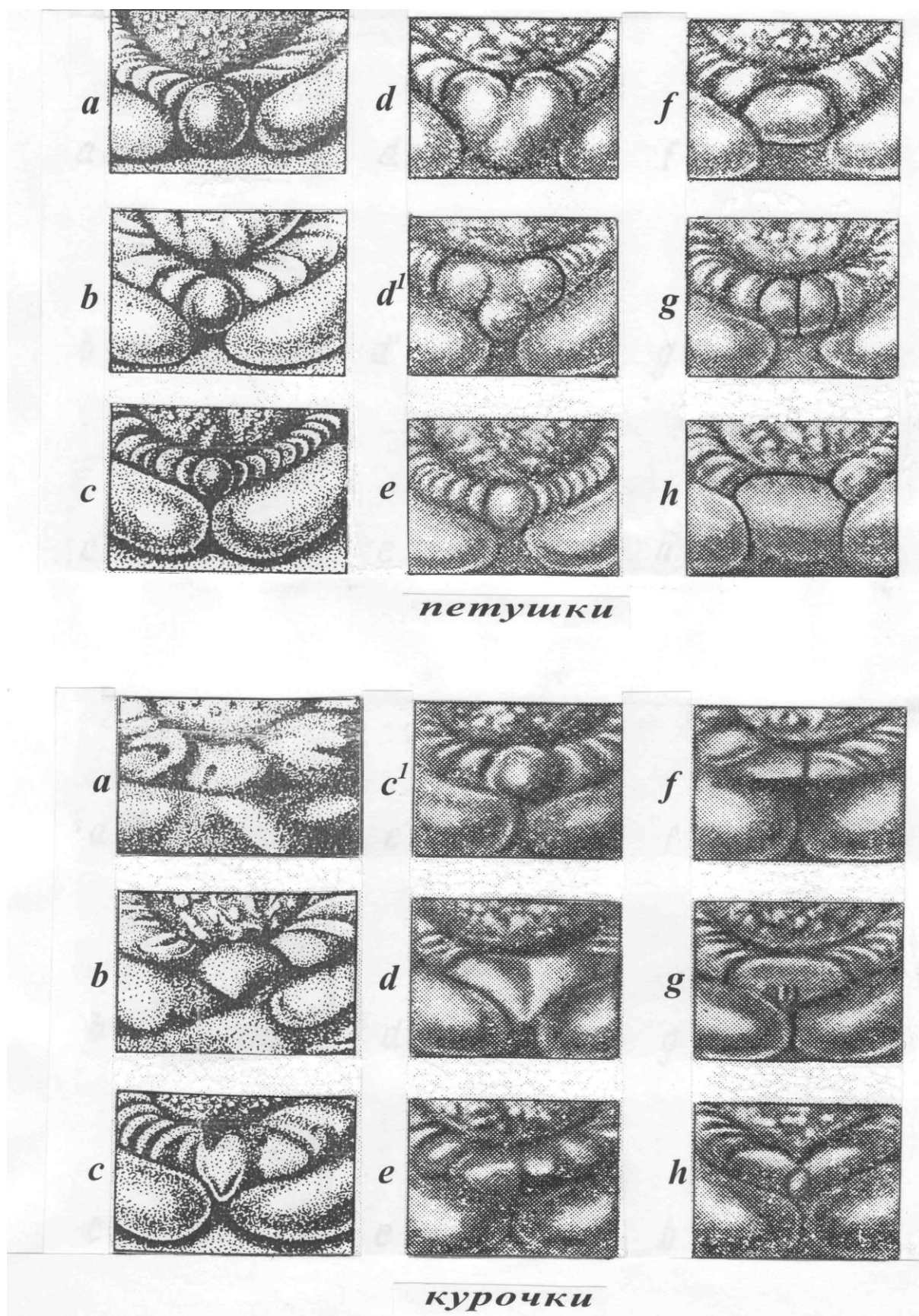


Рис. 23. Разновидности половых бугорков на слизистой клоаки суточных цыплят (сверху — петушки, снизу — курочки) [15]. Характерным признаком различных вариантов полового бугорка петушков является его четкое разграничение от основания клоачных складок.

Таким образом, можно констатировать, что за 65 лет произошли существенные изменения в феноменологии половых бугорков цыплят породы белый леггорн, которые, по-видимому, связаны с целенаправленным отбором на увеличение яичной продуктивности этой птицы.

Как видно из приведенных в табл. 2 данных, на частоту встречаемости типов половых бугорков оказывает влияние породная принадлежность суточных цыплят. Породные и линейные различия в большинстве случаев были существенными и высокодостоверными ($P > 0,99$ — $0,999$).

Форма половых бугорков у современных суточных петушков и курочек сильно варьирует. Примерно у 70 % суточных самцов встречается типичный половой бугорок **b**, который похож на полусферу диаметром от 0,9 — 1,1 мм. У петушков мясо-яичных популяций крупный бугорок **a** (диаметром от 1,2 — 1,5 мм) встречается с частотой 12,0 %, что достоверно выше ($P > 0,99$), чем у яично-мясных (4,4 %) и яичных (5,3 %) линий кур. Другие типы половых бугорков встречаются с низкой частотой (1,7 — 3,5 %) или вообще отсутствуют.

Сердцевидный бугорок **d** встретился только у одного петушка мясо-яичной популяции Г-3 и двух петушков линии В-27 белого леггорна. Петушки с очень маленьким половым бугорком встречались во всех линиях примерно с равной частотой (14,8 — 30,9 %).

У подавляющего большинства петушков половой бугорок упругий и гладкий, блестящий, красноватого цвета. От него отходят влево и вправо по одной розовой кожной складке, которые отделены от бугорка заметным углублением у его основания. Поскольку бугорок является плотным образованием, то при надавливании на него пальцем он не исчезает.

Типичный вид наружных половых признаков суточной курочки — наличие на стенке клоаки розовых складок и отсутствие между ними бугорка (41,6 — 73,7 % курочек). Редко встречаются курочки с небольшим остроконечным или плоским бугорком розового цвета. При растягивании клоаки или надавливании на такой бугорок женского типа он исчезает, что является дополнительным диагностическим признаком женского пола.

В нашем исследовании труднее всего было проводить вентсексинг у цыплят яично-мясных линий 38 и 14, поскольку частота встречаемости курочек с полным отсутствием бугорков (тип **a**) была довольно низкой — 22,8 и 39,3 %, соответственно. Остальные же курочки имели различные варианты бугорков женского типа. Все это несколько снижало точность и скорость определения пола суточных цыплят этих линий японским методом.

Задействованные в данном исследовании операторы считают, что молодняк мясо-яичного направления продуктивности легче сексировать, поскольку он более стрессоустойчив, что упрощает манипулирование с цыплятами в процессе вентсексинга.

В этом исследовании 4 оператора показали довольно высокую точность вентсексинга цыплят: 92,0 %; 91,0 %; 94,0 %; 97,0 %, что в среднем составляет 93,5 %. Ошибки в определении пола возникали по следующим причинам: наличие некондиционных цыплят в партии, глубокое расположение в клоаке полового бугорка самца или слишком маленькие его размеры, передержка цыплят в инкубаторе, неполное раскрытие операторами клоаки птенца.

Полученные данные хорошо согласуются с результатами ряда авторов [9, 10, 11], которые показали, что использование японского метода сексаторами СНГ позволяет определить пол больших партий суточных цыплят разных пород и популяций со средней точностью 88 - 95%.

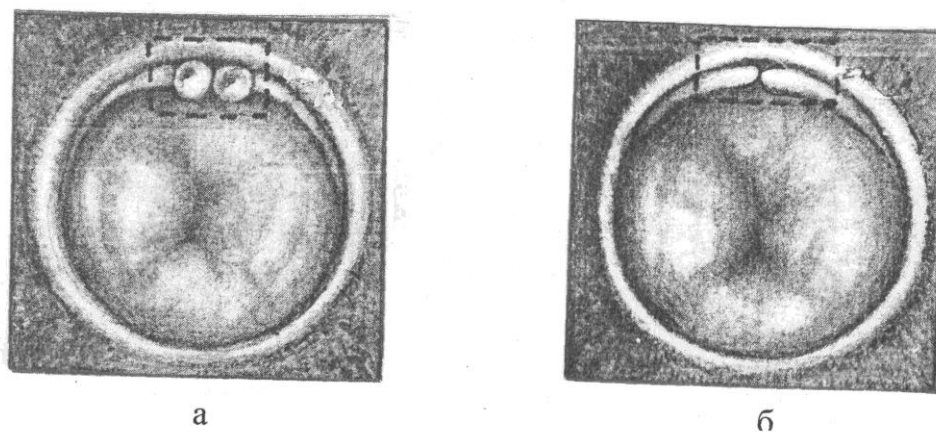
Таблица 2. Частота встречаемости (в %) различных типов половых бугорков у суточных цыплят различных пород, линий и популяций

Тип бугорка	Направление продуктивности																		По опыту
	мясо-яичное									Яично-мясное				яичное				гибрид	
	Г-1	Г-2	Г-3	Г-4	С	Г	М	К	Всего	38	14	68	Всего	В-7	А	В-27	Всего	14хГ-3	
Петушки																			
а	5,8	19,4	5,1	19,1	11,9	4,4	6,8	16,8	12,0	7,5	1,8	4,0	4,4	7,0	5,3	2,2	5,3	3,1	8,2
б	76,8	64,5	69,5	61,8	70,3	68,9	70,3	61,8	67,6	68,2	84,4	81,2	78,3	61,4	61,7	67,4	63,0	73,8	69,4
с	17,4	16,1	22,0	19,1	17,8	26,7	22,9	21,4	20,2	24,3	13,8	14,8	17,3	28,1	30,9	28,2	28,9	22,1	21,5
д и д¹	0	0	1,7	0	0	0	0	0	0,1	0	0	0	0	0	0	2,2	0,6	0	0,2
е	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3,5	2,1	0	2,2	0	0,5
ф	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,0	0,1
г	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
h	0	0	1,7	0	0	0	0	0	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,1
Изучено особей	86	124	59	68	118	90	74	131	750	107	109	149	365	171	94	92	357	95	1567
Курочки																			
а	48,8	66,7	65,2	49,5	60,5	54,7	64,0	56,9	58,8	22,8	39,3	59,0	41,6	73,1	69,9	79,1	73,7	50,0	57,8
б	20,7	20,2	22,7	25,8	17,7	24,4	13,3	21,2	20,7	24,6	24,7	21,6	23,5	10,3	18,4	16,5	14,1	26,5	20,2
с и с¹	12,2	9,5	9,1	9,7	6,5	4,7	6,8	2,9	7,5	16,6	27,4	4,3	15,4	0	0	0	0	12,7	7,9
д	0	0	0	0	0	0	1,3	0	0,1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,1
е	8,5	3,0	3,0	11,8	11,3	11,6	13,3	13,9	9,4	19,3	2,6	12,9	11,6	16,6	11,7	4,4	12,2	10,8	10,6
ф	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
г	0	0,6	0	1,0	0	2,3	1,3	1,5	0,8	4,4	1,7	0,8	2,2	0	0	0	0	0	0,9
h	9,8	0	0	2,2	4,0	2,3	0	3,6	2,7	12,3	4,3	1,4	5,7	0	0	0	0	0	2,5
Изучено особей	82	168	66	93	124	86	75	137	831	114	117	139	370	175	103	91	369	102	1672

Особенности сексирования индюшат. У индюшат, в отличие от цыплят, с увеличением времени после вылупления (в часах) распознавание пола по строению клоаки заметно облегчается. Ниже мы приводим описание полового диморфизма в строении клоаки у суточных индюшат, взятое нами из учебного пособия Н.П.Третьякова и Г.С.Крок [39]. Внешние половые органы однодневного индюшонка-самца представляют собой два одинаковых шарообразной формы бугорка, расположенных рядом у края клоаки со стороны живота. Шарообразные половые бугорки самца упругие, блестящие, а у большинства особей они красного цвета (рис.24а).

У самочек внешние половые органы выражены двумя кожными складками, соединенными между собой в вентральной части клоаки (рис. 24б). Форма складок несколько варьирует. У большинства самок с нижней стороны клоаки они утолщены и вытянуты. Встречаются особи, у которых утолщения складок более округлые, что часто является причиной ошибочной диагностики пола (самок принимают за самцов). В отличие от половых бугорков самца, кожные складки самки имеют бледно-розовый цвет. При легком массажировании они не блестят и становятся плоскими, что также помогает отличить самок от самцов.

Техника вентсексинга у суточных индюшат почти такая же, как у цыплят. Отличительными моментами является то, что нет необходимости освобождать кишечник индюшонка от помета, а также сильно раскрывать у него клоаку. Часто бывает достаточно слегка оттянуть пальцами правой руки хвостик птенца к спине, чтобы обнаружить дифференцирующие пол бугорки или складки, находящиеся у самого края клоаки. Если же половые бугорки у самцов и кожные складки у самок расположены на 2 — 3 мм глубже края клоаки, то тогда ее следует раскрыть сильнее. Для этого большой и указательный пальцы правой руки размещают справа и слева от клоаки и, слегка растягивая ее, наклоняют хвостик



индюшонка в сторону спинки.

Рис.24. Типичный вид раскрытой клоаки суточного индюшонка
(а — самец, б — самка)

Определение пола гусят, утят, фазанят и перепелят. У суточного молодняка водоплавающих птиц (гуси, утки, лебеди) половой диморфизм в морфологии клоаки выражен более четко, чем у сухопутных (куры, индейки, цесарки, фазаны), что, в свою очередь, обеспечивает более высокую точность их сексирования японским методом. У однодневных гусят и утят половой бугорок имеет форму слегка загнутого буравчика размером 1,5 — 2,0 мм [40]. Он имеет срединное положение в нижней части клоаки и, в обычном состоянии птенца, скрыт в складках слизистой оболочки. У самочек бугорок всегда отсутству-

ет, а вместо него видны две округлые кожные складки, сросшиеся между собой. На рис. 25 показан типичный вид клоаки суточного гусачка (слева) и гусочки (справа).

У суточных птенцов водоплавающих птиц, так же как и у индюшат, нет необходимости освобождать кишечник от его содержимого. У них также отсутствуют жесткие требования к возрасту сексированного молодняка. Однако гусята и утята моложе 8-ми часового возраста еще очень влажные, рыхлые и слабые. И поэтому раннее определение их пола может вызвать у такого молодняка травмы клоаки и стенок желточного мешка.

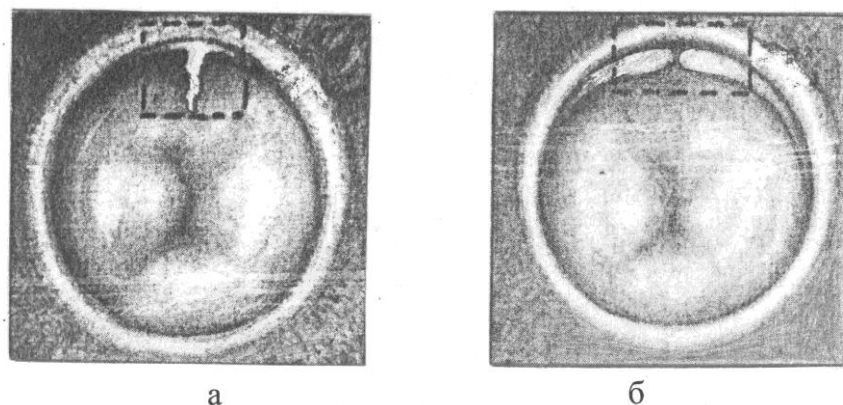


Рис.25. Типичный вид раскрытой клоаки суточного гусачка и гусочки
(а — самец, б — самка)

Техника сексирования суточных цесарят, фазанят и перепелят такая же, как и у цыплят. Однако, в связи с очень маленькими размерами половых бугорков у самцов, применение японского метода в этом случае значительно упрощается при использовании операторами бинокулярной лупы или увеличительного стекла с увеличением в 3 — 5 раз.

Контроль точности вентсексинга. Оперативный контроль за точностью сортировки молодняка по полу осуществляют с помощью **анатомического метода**. Этот метод абсолютно точен, однако достаточно трудоемок и сопряжен со значительными материальными затратами, вызванными убоем птенцов. В основу этого метода положены анатомические различия самцов и самок в строении гонад (половых желез), локализованных в брюшной полости [39]. Перед определением пола анатомическим методом цыплят необходимо усыпить концентрированными парами диэтилового эфира. С этой целью цыплят помещают в герметично закрывающуюся тару, куда также закладывают тампон, смоченный эфиром. Затем каждого усыпленного цыпленка берут в левую руку и с помощью кривых ножниц производят вскрытие брюшной полости. Далее, концами ножниц или пинцетом отодвигают в сторону желточный мешок и печень, которые прикрывают половые железы, прикрепленные к позвоночному столбу цыпленка в области крестца.

Идентификацию пола суточного молодняка анатомическим методом осуществляют путем осмотра их гонад (рис. 26). У суточных самцов всех видов птиц в области крестца (в глубине брюшной полости) расположены парные семенники беловатого цвета, напоминающие рисовые зерна. Левый семенник у некоторых видов птиц несколько больше правого. Нужно помнить, что семенники непрочны закреплены в брюшной полости (подвешены на короткой брыжейке), и при небрежном вскрытии они могут быть оторваны. У только что выведшихся петушков длина гонад примерно одинакова и составляет 4,0 — 4,5 мм при их толщине около 1,5 мм.

Яичник самки — непарный орган. Он крупнее семенников, розового цвета, плоский, имеет форму треугольника с нечеткими границами. Яичник расположен, как правило, с левой стороны, а правая его часть почти полностью редуцирована.

По нашим наблюдениям [30] скорость определения пола молодняка при использовании анатомического метода колеблется для разных видов домашних птиц от 120 (гусята) до 200 (цыплята) голов за 1 час.

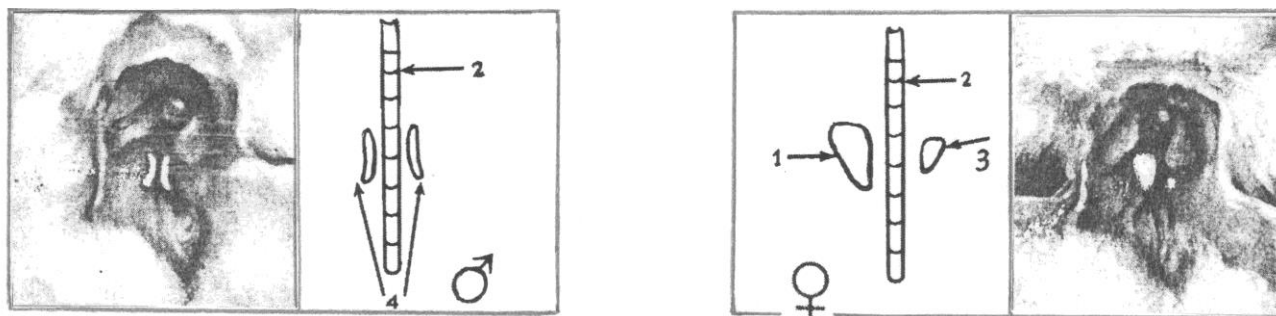


Рис. 26. Гонады суточного петушка (слева) и курочки (справа):
1 – левый яичник, 2 – спинной хребет, 3 – правый яичник, 4 – левый и правый семенники.

Контроль за точностью сексирования путем вскрытия цыплят проводится обычно в хозяйствах, где содержатся куры яичного направления продуктивности. При определении точности сексирования у каждого оператора берут для вскрытия по 50 голов суточных петушков и 20 голов курочек из разных ящиков. После идентификации пола в выборке убитых цыплят подсчитывают количество ошибок и точность сексирования молодняка отдельно в группе самцов (50 гол.) и самок (20 гол.), а также в целом по анализируемой группе (70 гол.). Для этого используют приведенную ниже формулу:

$$K = \frac{N - n}{N} 100\%,$$

где K — точность определения пола японским методом; N — количество сексированных птенцов; n — количество ошибочных определений пола.

В племенных хозяйствах, специализирующихся на разведении птицы мясного направления продуктивности (куры, индейки, гуси, утки), контроль за точностью определения пола суточного молодняка можно проводить также **ретроспективным** методом. Для этого рассортированных по полу японским методом самцов и самок размещают в отдельных секциях по 200-500 голов и выращивают раздельно до двухмесячного возраста. В этом возрасте отличительные половые признаки у самцов и самок уже заметно проявляются, что и позволяет установить подлинный пол особей (см. главу 2).

В отличие от других видов домашних птиц определить пол молодых и взрослых гусей по вторичным половым признакам трудно, так как по внешнему виду гусыни и гусаки мало различимы. Поэтому пол гусей в любом возрасте определяют по наличию в клоаке репродуктивного органа. С этой целью берут гуся за ноги и крылья, опрокидывают его спиной на стол или колени оператора так, чтобы хвостовая часть его туловища свисала. Зафиксировав в таком положении гуся, пальцами обеих рук раскрывают его клоаку и по наличию или отсутствию спиралевидного полового органа определяют пол особи. У молодых гусаков длина репродуктивного органа составляет 4 — 5 мм, а у половозрелых самцов — 3 — 5 см. Более подробно процедура вентсексинга молодых и взрослых гусей описана нами во второй главе.

После осмотра двухмесячного молодняка мясной птицы и определения его пола по вторичным признакам (у гусей по картине клоаки) подсчитывают число ошибок в раздельно выращиваемых группах самцов и самок. При подсчете числа ошибок учитывают также

данные вскрытия павшей при выращивании птицы.

По данным ряда авторов [34, 40, 41], использование японского метода позволяет определить пол суточных цыплят, цесарят и перепелят с точностью 86 — 99 %, индюшат — 90 — 95 %, утят и гусят — 96 — 100 %. Ошибки в определении пола при использовании вентсексинга возникают по следующим причинам: большое количество некондиционных цыплят в партии, глубокое расположение в клоаке полового бугорка самца или слишком маленькие его размеры, передержка цыплят в инкубаторе, неквалифицированная работа операторов (в т.ч. неполное раскрытие клоаки птенца).

Производительность и оплата труда. Наряду с точностью сексирования, скорость определения пола молодняка и выход кондиционных цыплят, индюшат, утят и гусят после сортировки также являются важнейшими показателями уровня профессионального мастерства оператора. Обычно производительность труда сортировщика измеряется путем прямого хронометрирования процесса определения пола у 100 птенцов с помощью секундомера в начале и конце работы.

При хорошей организации рабочего места опытный сортировщик определяет пол цыплят яичных пород со скоростью 700 — 1000 голов/ч, мясных пород — 500 — 600 голов/ч, индюшат, гусят и утят — до 500 голов/ч. Качество сортировки молодняка по полу зависит от уровня профессиональной подготовки операторов, внедрения прогрессивных методов организации труда, биологической полноценности суточного молодняка и материальной заинтересованности сортировщиков.

Согласно тарификации работ, выполняемых в животноводстве, работа оператора по определению пола суточного молодняка сельскохозяйственной птицы относится к шестому разряду. Нормы выработки и расценки за 1000 рассортированных по полу цыплят, индюшат, гусят и утят устанавливаются в каждом птицеводческом хозяйстве с учетом конкретных условий. Оплата труда операторов, как правило, зависит напрямую от качества их работы, в первую очередь — от точности определения пола молодняка. Например, в опытном хозяйстве Института птицеводства УААН "Борки" в 2008 году были приняты следующие дифференцированные расценки за 1000 рассортированных по полу цыплят:

- при точности 90,0 — 100,0 % — 40,00 грн;
- при точности 85,0 — 89,9 % — 35,00 грн;
- при точности 80,0 — 84,9 % — 25,00 грн;
- при точности ниже 80,0 % — 3,29 грн. за час работы.

При сортировке мясных цыплят, индюшат, утят и гусят расценки за 1000 голов рассортированного по полу молодняка увеличиваются на 40 — 50 %. Кроме основного заработка, операторам выплачивается ежемесячная премия (до 20 % от среднего заработка) за высокую точность определения пола молодняка (96,0 — 100 %) сверх установленного норматива — 95,0 %.

Недостатки и слабые стороны вентсексинга. Полноценность суточного молодняка, реализуемого на выращивание, зависит, прежде всего, от генотипа и здоровья родителей, качества инкубационных яиц и режима инкубации [34]. В то же время, небрежное отношение к молодняку в инкубатории может заметно ухудшить его кондиционность и биологическую полноценность. В частности, травмы тонкой стенки желточного мешка, возникающие иногда в момент сексирования птенцов японским методом, приводят к желточному перитониту и гибели молодняка в начальный период выращивания. Наши наблюдения за работой опытных операторов показали, что в процессе сексирования первоначально здорового молодняка отход в виде слабых и калек составил у яичных и мясных пород, соответственно, 0,28 и 1,57 % [42].

Процедура сортировки птенцов по полу японским методом значительно увеличивает

время между выборкой молодняка из инкубатора и посадкой его в птичник, что дополнительно стрессировало птицу и снижает ее сохранность при последующем выращивании на 0,4 — 2,0 % [43,44]. В некоторых случаях (слабый молодняк, неквалифицированные операторы) применение вентсексинга увеличивает отход цыплят в процессе выращивания на 8 — 15 % [45]. Кроме того, этот метод может способствовать горизонтальному перезаражению птицы возбудителями кишечных инфекционных заболеваний, что также увеличивает смертность молодняка в первые недели жизни.

Таким образом, японский метод, несмотря на широкое применение в мировом птицеводстве, имеет ряд существенных недостатков. Вентсексинг трудоемок и сложен в исполнении для сортировщиков; не всегда обеспечивает высокую точность и скорость сексирования молодняка; требует длительного периода обучения операторов и специально оборудованных рабочих мест. Этот метод также оказывает значительное стрессирующее воздействие на суточный молодняк, нередко травмирует и перезаражает его возбудителями инфекционных заболеваний. Все это приводит к замедлению темпа роста птицы и снижению сохранности птицы в начальный период выращивания.

Отмеченные недостатки японского метода сексирования молодняка вызвали необходимость разработки более прогрессивных способов диагностики пола суточных птенцов - **федер-** и **колорсексинга**.

1.3. Определение пола цыплят по скорости роста оперения (федерсексинг)

История федерсексинга. О наличии в генотипе ряда пород кур сцепленного с полом доминантного гена, получившего вначале название "азиатского тормоза" оперения, впервые сообщил А.С.Серебровский [46] в 1922 году. Этот ген вызывает задержку в развитии оперения птенцов таким образом, что у 10-дневных цыплят еще не отмечается развитие хвостового оперения, а маховые перья у них сильно укорочены. Ранооперяющиеся птенцы того же возраста уже имеют хвостовые перья, а маховые у них достигают основания хвоста.

В 1930 г. Д.Уоррен [47] показал, что уже в суточном возрасте существуют четкие фенотипические различия между рано- и позднооперяющимися цыплятами и предложил использовать сцепленное с полом наследование этого признака для сексирования суточного молодняка.

Позднее П.Хэртвигг и Т.Риттерсхауз [48] предложили обозначить доминантный фактор, замедляющий опереваемость молодняка, символом **К** ("короткое крыло"), а его рецессивный аллель — **к** ("длинное крыло").

Р. Соумз в 1969 г. обнаружил новую мутацию в **К**-локусе, назвал ее сверхмедленной опереваемостью и обозначил символом **Кп** [49]. Фенотипический эффект этого аллеля выражен значительно сильнее, чем гена **К**.

В 1977 году Мак Гиббон [50] сообщил о существовании четвертого аллеля **Кs**, назвал контролируемый им признак "медленной опереваемостью" и предложил следующий порядок доминирования в этом локусе: **Кп** (сверхмедленная) > **Кs** (медленная) > **К** (поздняя) > **к** (ранняя опереваемость).

В.Асмундсон и К.Аббот [5] первыми сообщили о сцепленном с полом доминантном гене поздней опереваемости индеек, который, по аналогии с курами, можно использовать для идентификации пола суточных индюшат. По своему фенотипическому проявлению аллель **К** индеек напоминает аллель **Кп** домашних кур. И тот, и другой сильно замедляют

скорость развития оперения у молодняка и ухудшают внешний вид взрослых особей. Поэтому оба эти аллеля не используются как маркеры пола суточных индюшат и цыплят.

В настоящее время сцепленные с полом аллели **K-k** обнаружены и у цесарки [177].

П.Хорн и Ф.Бискуп [52] описали сцепленный с полом ген поздней оперяемости у домашних голубей, который позволяет проводить маркирующие пол скрещивания, особенно предпочтительные для мясных белоперых пород. В отличие от кур доминантный аллель локуса **K** у голубей контролирует нормальный темп роста ювенального оперения, а рецессивный аллель — замедленный. Спаривание позднооперяющихся самцов с нормальнооперяющимися самками дает типичное наследование "крест-накрест" и позволяет с большой надежностью сортировать гибридных голубят по полу.

Одно из главных требований к фенотипическим маркерам пола суточного молодняка — отсутствие негативного влияния маркеров на хозяйственно-полезные признаки линейной и гибридной птицы. Подавляющее большинство исследователей-курководов, изучавших влияние аллелей **K** и **k** на продуктивность и жизнеспособность кур, не выявили различий в скорости роста, конверсии корма, яйценоскости, массе яиц и сохранности у рано- и позднооперяющихся особей [53-69]. Поэтому в настоящее время система маркирующих пол аллелей "поздняя" — "ранняя" оперяемость молодняка широко используется для диагностики пола цыплят в мясном и яичном куроводстве (кроссы "Гибро", "Кобб-500", "Ломанн браун", "Бованс", "Доминант", "Заславский", "Смена", "Родонит", "Ломанн мясной", "Росс белый", "Хаббард", "Хай-лайн белый", "Конкурент", "УК Кубань 123" и др.).

Генетические основы федерсексинга. В основе генетических методов определения пола молодняка лежат закономерности наследования сцепленных с полом признаков, хорошо различимых у суточных птенцов. В качестве фенотипических маркеров половой принадлежности особи чаще всего используются такие признаки экстерьера, как скорость роста зачаточных перьев на крыле, окраска и рисунок пуха молодняка и, в меньшей степени, цвет плюсны.

Для того, чтобы лучше понять наследственную природу аутосексинга вообще и федерсексинга в частности, рассмотрим генетику пола и механизмы сцепленного с полом наследования у птиц.

Пол суточного молодняка, как и другие его признаки, наследственно предопределен. Хромосомная теория наследственности показала, что ведущая роль в детерминации пола и в поддержании равного соотношения полов при выводе молодняка принадлежит хромосомному аппарату. В настоящее время достоверно установлено, что диплоидное число хромосом (**2n**) у курицы равно 78, у индейки — 82, у цесарки — 74, у утки и голубя — 80.

Хромосомы одной пары, по которым особи разного пола отличаются друг от друга, носят названия половых, а остальные хромосомы, одинаковые у обоих полов, называются аутосомами. У гомогаметного пола две половые хромосомы идентичны, а у гетерогаметного пола половые хромосомы — резко дифференцированы.

У птиц мужской пол гомогаметный (**AA+ZZ**), а женский — гетерогаметный (**AA+ZW**), поэтому самки продуцируют яйцеклетки двух типов: 50 % с хромосомой **Z** и 50 % с хромосомой **W**. После оплодотворения яйцеклеток спермиями, несущими только **Z**-хромосомы, возникает расщепление потомства по полу: 50 % ♂♂(**AA+ZZ**) и 50 % ♀♀(**AA+ZW**). У всех сыновей одна **Z**-хромосома отцовская, другая — материнская. Дочери **Z**-хромосому получают только от отца, а **W**-хромосому — только от матери. В отличие от **Z**-хромосомы, **W**-хромосома значительно меньше по размеру и не содержит большинства структурных генов, которые локализованы в мужской хромосоме. В связи с этим, характер наследования сцепленных с полом генов (признаков) отличается от менделевского наследования аутосомных генов и обусловлен поведением половых хромосом в мейозе, а также

в процессе оплодотворения.

Согласно теории наследования сцепленных с полом признаков, для получения ауто-сексных (фенотипически меченых по полу) цыплят доминантный аллель всегда должен привноситься в скрещивание *гемизиготными* самками, а рецессивный — *гомозиготными* самцами [16,17,70]. При таком направлении скрещивания будет наблюдаться наследование по типу "крест-накрест", то есть, доминантный признак матери всегда унаследуют только сыновья, а рецессивный признак отца — только дочери.

Поскольку аллельные гены **K** и **k** локализованы в **Z**-хромосоме и контролируют различную скорость роста маховых перьев у суточных цыплят, то существует прямая зависимость между полом гибридного цыпленка и типом оперенности его крыла.

Механизм перекрестного наследования сцепленных с полом легкоразличимых признаков молодняка птиц послужил отправной точкой для разработки федерсексинга — безошибочного метода определения пола суточных цыплят.

Для получения меченых по полу цыплят, которых можно сексировать по типам оперяемости крыла, необходимо скрещивать ранооперяющихся гомозиготных петухов (**k+/k+**) отцовской линии с позднооперяющимися гемизиготными самками (**K/-**) материнской линии. В суточном возрасте все гибридные петушки унаследуют фенотип матери и будут позднооперяющимися (**K/k+**). Напротив, все курочки будут характеризоваться ранней оперяемостью (**k+/-**) (фенотип отца). Схематически процесс перекрестного наследования трёх типов оперяемости цыплят породы белый родайланд показан на рис. 27-28.

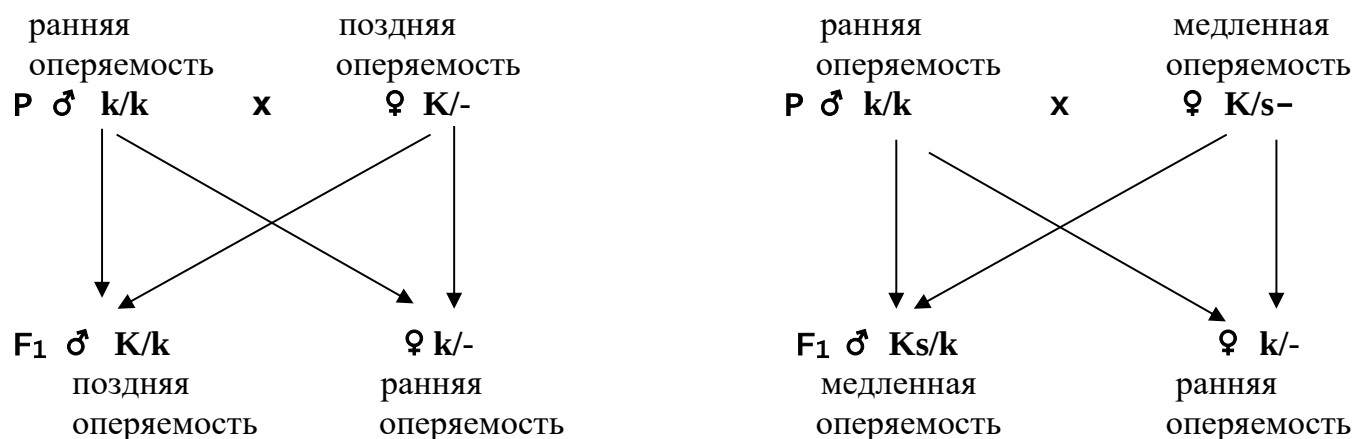


Рис. 27. Схема крис-кросс наследования типов оперяемости цыплят

Фенотипические различия между однодневными самцами и самками четко выражены, что позволяет сексировать цыплят с точностью до 100 %.

Племенная работа с федерсексным кроссом. Для обеспечения высокой точности аутосексирования цыплят в процессе многолетней эксплуатации федерсексного кросса необходимо постоянно поддерживать абсолютную гомозиготность отцовских и материнских линий по генам ранней и поздней оперяемости молодняка (**k** и **K**, соответственно). С этой целью при воспроизводстве чистых линий следует фенотипировать весь суточный молодняк с последующей браковкой нетипичных для каждой конкретной линии особей. Все переданные на выращивание петушки и курочки отцовских линий должны быть только ранооперяющимися (**k/k**, **k/-**), а материнских — только позднооперяющимися (**K/K**, **K/-**).

"Загрязнение" исходных линий федерсексного кросса несвойственными им маркерными генами происходит чаще всего в племенной сезон при выполнении следующих технологических операций:

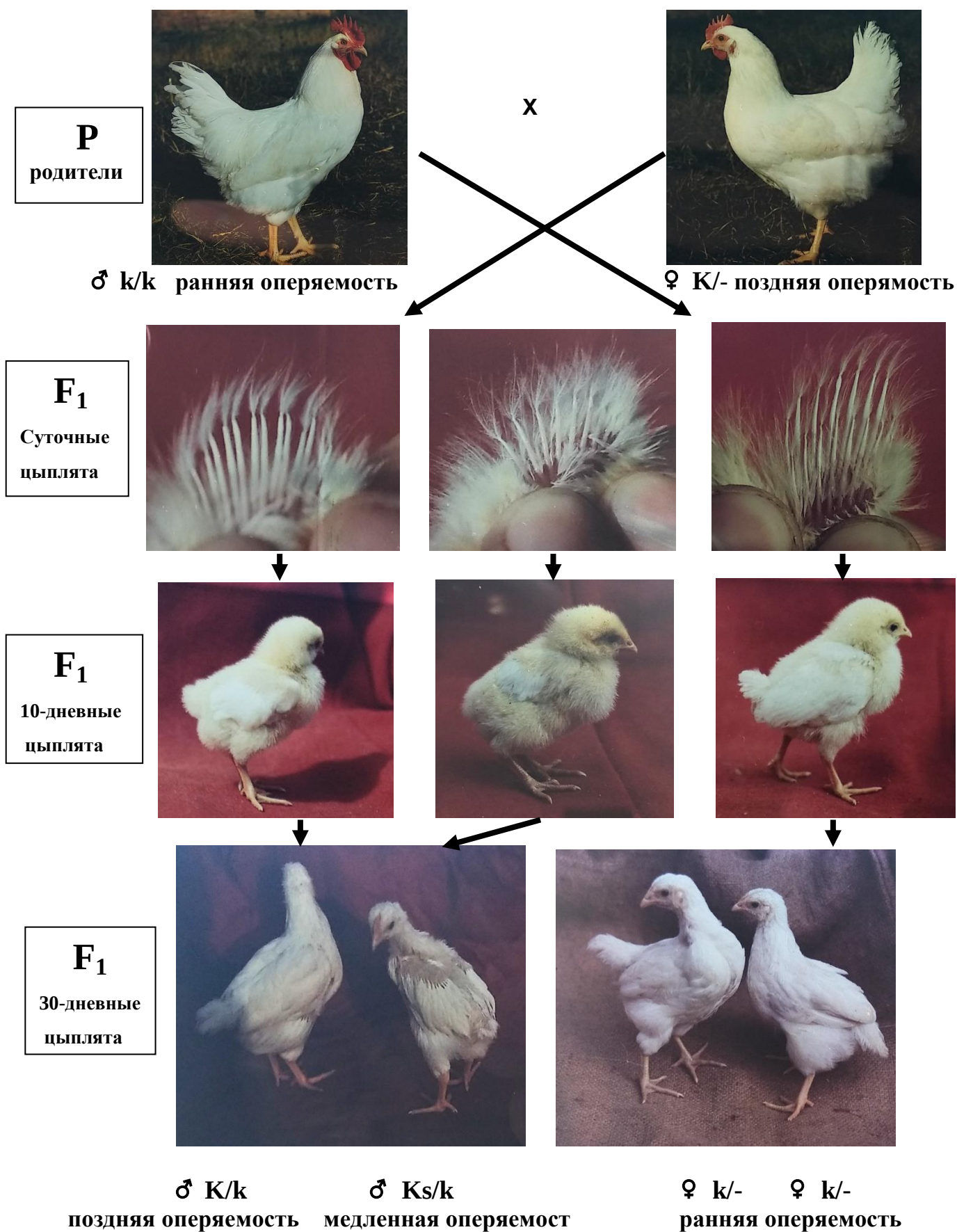


Рис. 28. Сцепленное с полом наследование типов оперяемости цыплят в первые недели жизни

- формирование родительского стада (использование петухов и кур без учета их происхождения в связи с утерей индивидуальной крылометки);
- искусственное осеменение птицы (перепутана сперма петухов-производителей);
- маркировка племенных яиц (ошибки в указании линейной принадлежности);
- вывод молодняка (смешивание цыплят отцовских и материнских линий в выводных шкафах инкубатора).

Поскольку законы генетики выполняются с неукоснительной точностью только при безукоризненном соблюдении всех правил и технологических норм племенной работы, то необходимо исключить возможные ошибки, нарушающие чистоту скрещивания, и, как следствие этого, снижающие точность федерсексирования суточных гибридных цыплят.

Организация рабочего места. Сортировку федерсексных цыплят по полу можно начинать сразу же после их выемки из инкубатора, но не позднее, чем через 18 часов после вывода. Более позднее определение пола цыплят этим методом нежелательно, поскольку структура оперения крыла начинает меняться, и фенотипические различия петушков и курочек становятся менее четкими.

Перед началом работы оператор должен потратить несколько минут на психофизиологическую адаптацию, которая включает в себя следующие моменты: а) подготовку рабочего места; б) определение категорийности и возраста (в часах) цыплят; в) регулировку освещенности рабочего поля; г) просмотр схемы типов оперяемости и оперативное восстановление в памяти образа оперенности крыльев у курочек и петушков; д) предварительный выбор среди цыплят сортировочного эталона курочки и петушка. Все эти задачи взаимосвязаны между собой и их нужно решать в комплексе и параллельно. Главная цель подготовительного периода — оператор как можно лучше должен подготовиться к эффективному многочасовому сексированию суточного молодняка.

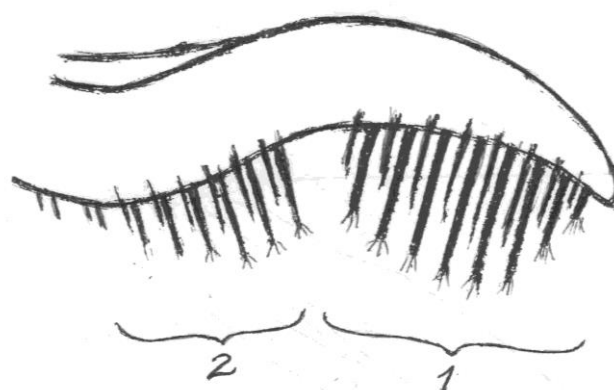
При федерсексинге требования к рабочему месту оператора менее жесткие, чем при вентсексинге. Сортировщик может работать как в положении стоя, так и в положении сидя за специальным столом. Главное условие эффективной работы — комфортная позиция оператора и достаточное освещение объекта в поле зрения (не менее 500 люкс). Обычные условия сортировки позволяют федерсексировать цыплят со скоростью около 1,5 тыс. голов/час. Работа операторов за "каруселью" сексирования позволяет увеличить производительность труда до 2 тыс. голов/час.



Рис.29. Положение цыпленка при определении пола по типам оперяемости крыла

Техника сексирования цыплят. При федерсексировании цыплят, в отличие от вентсексирования, нет необходимости в удалении помета из кишечника птенца и полной

его фиксации в руке. Для определения типа оперяемости молодняка необходимо при хорошем освещении осмотреть развернутое веером крыло обсохшего гибридного цыпленка. С этой целью оператор берет цыпленка в правую руку и держит его ногами вниз и головой к себе. Крыло птенца при этом нужно зажать между большим и указательным пальцами левой руки (рис. 29). В этом положении на крыле цыпленка хорошо видны две группы зачаточных перьев — первостепенные маховые и парные им первостепенные кроющие, а также второстепенные маховые и соответствующие им кроющие перья (рис 30). Маховые перья растут от нижнего края крыла, а кроющие перья — от верхней поверхности крыла. Пол федерсексного цыпленка определяется путем сравнения относительной длины маховых и кроющих перьев. Более удобно это делать, осматривая первостепенные маховые и кроющие перья, поскольку они находятся на кончике крыла.



2

1

Рис. 30. Строения крыла цыпленка: 1 — первостепенные маховые и соответствующие им кроющие перья, 2 — второстепенные маховые и кроющие перья.

Фенотипические различия курочек и петушков. У ранооперяющихся курочек семь первичных маховых перьев имеют вид трубочек длиной 12 — 13 мм, которые всегда примерно на 1/3 длиннее и несколько толще парных к ним кроющих перьев крыла (рис.31). У позднооперяющихся петушков зачатки 7-ми первичных маховых перьев по длине и толщине одинаковы с кроющими или несколько короче их. Степень укорочения маховых перьев у гибридных петушков сильно варьирует, что следует иметь в виду при сексировании цыплят.

Для удобства идентификации петушков фенотип "поздняя оперяемость" нами [40] условно разделен на три подтипа (П1, П2, П3) в зависимости от относительных размеров кроющих и маховых перьев [71]. К подтипу П1 относятся особи, у которых первостепенные маховые перья по длине равны кроющим (рис.32). У петушков подтипа П2 средняя длина покровных перьев (8,0 мм) такая же, как и у петушков подтипа П1 (7,9 мм), но первостепенные маховые у них короче, и их длина составляет от 3/4 до 1/2 длины зачатков соответствующих кроющих перьев (рис.33). Суточные петушки подтипа П3 характеризуются сильно укороченными маховыми перьями (2,5 — 2,7 мм) и незначительно укороченными кроющими (6,2 — 7,0 мм). Зачатки первостепенных маховых у них примерно в 2,5 — 3,0 раза короче кроющих перьев.

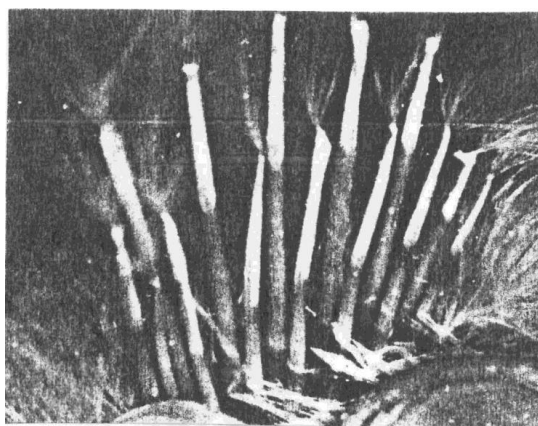


Рис. 31. Крыло суточной курочки
(ранняя оперяемость)

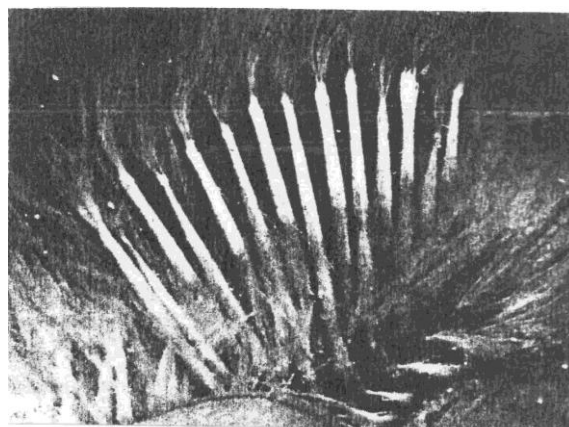


Рис. 32. Крыло суточного петушка
(поздняя оперяемость - П1)

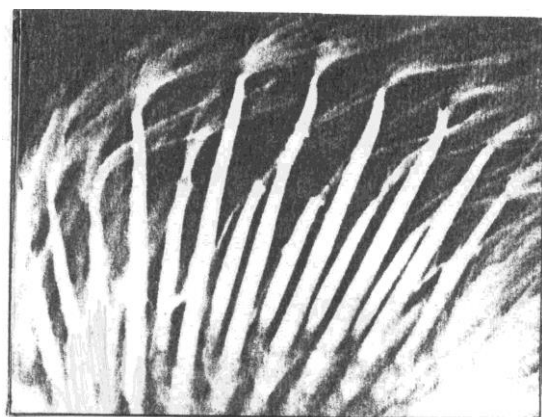


Рис. 33. Крыло суточного петушка
(поздняя оперяемость - П2)

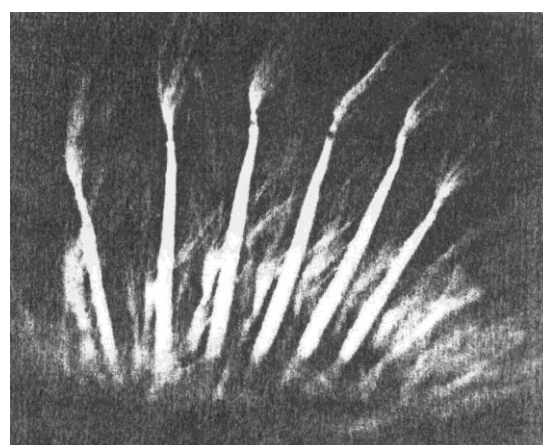


Рис. 34. Крыло суточного петушка
(поздняя оперяемость - П3)

Наряду с аллелем поздней оперяемости **К**, в материнских линиях федерсексных кроссов с небольшой частотой (1 — 2 %) встречается ген медленной оперяемости **Кs**. Экспрессия гена медленной оперяемости у суточных петушков заключается в полном отсутствии у них первостепенных маховых перьев и значительном укорочении зачатков кроющих перьев (рис. 34).

На рис. 35 показана обобщенная схема различных типов и подтипов оперяемости суточных курочек и петушков, которая может быть использована при обучении сортировщиков молодняка по полу федерсексным методом. В скобках на схеме указана усредненная частота встречаемости разных вариантов фенотипов петушков среди гибридного молодняка современных кроссов яичных и мясных кур.

Как видно из схемы, различия между курочками и петушками прежде всего связаны с длиной первостепенных маховых перьев, тогда как величина кроющих перьев у особей обоих полов примерно одинакова (около 8 мм). Поэтому дифференциальная диагностика пола суточных федерсексных цыплят может базироваться на двух критериях — абсолютной и относительной длинах первостепенных маховых перьев. Абсолютная длина первостепенных маховых перьев у суточных курочек из одной партии цыплят варьирует обычно от 11 до 13 мм, тогда как у петушков — от 0 до 8 мм. Если принять за стандарт пола особи абсолютную длину маховых перьев, то возникает необходимость в измерении среднего

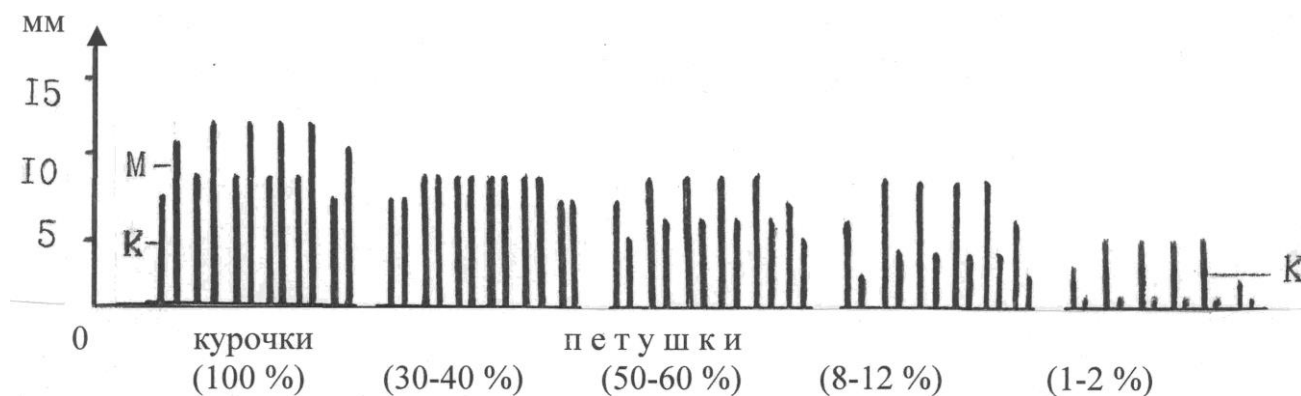


Рис.35. Схема типов оперяемости у гибридных курочек и петушков

махового пера с помощью измерительной линейки, что затрудняет процесс сексирования молодняка и значительно снижает производительность труда оператора. Поэтому более надежным и простым является второй признак пола цыпленка — относительная длина маховых перьев в сравнении со спаренными с ними кроющими перьями.

Цыплята с различными типами и подтипами оперяемости в суточном возрасте характеризуются в раннем онтогенезе дифференциальной динамикой роста маховых и рулевых перьев (рис. 36).

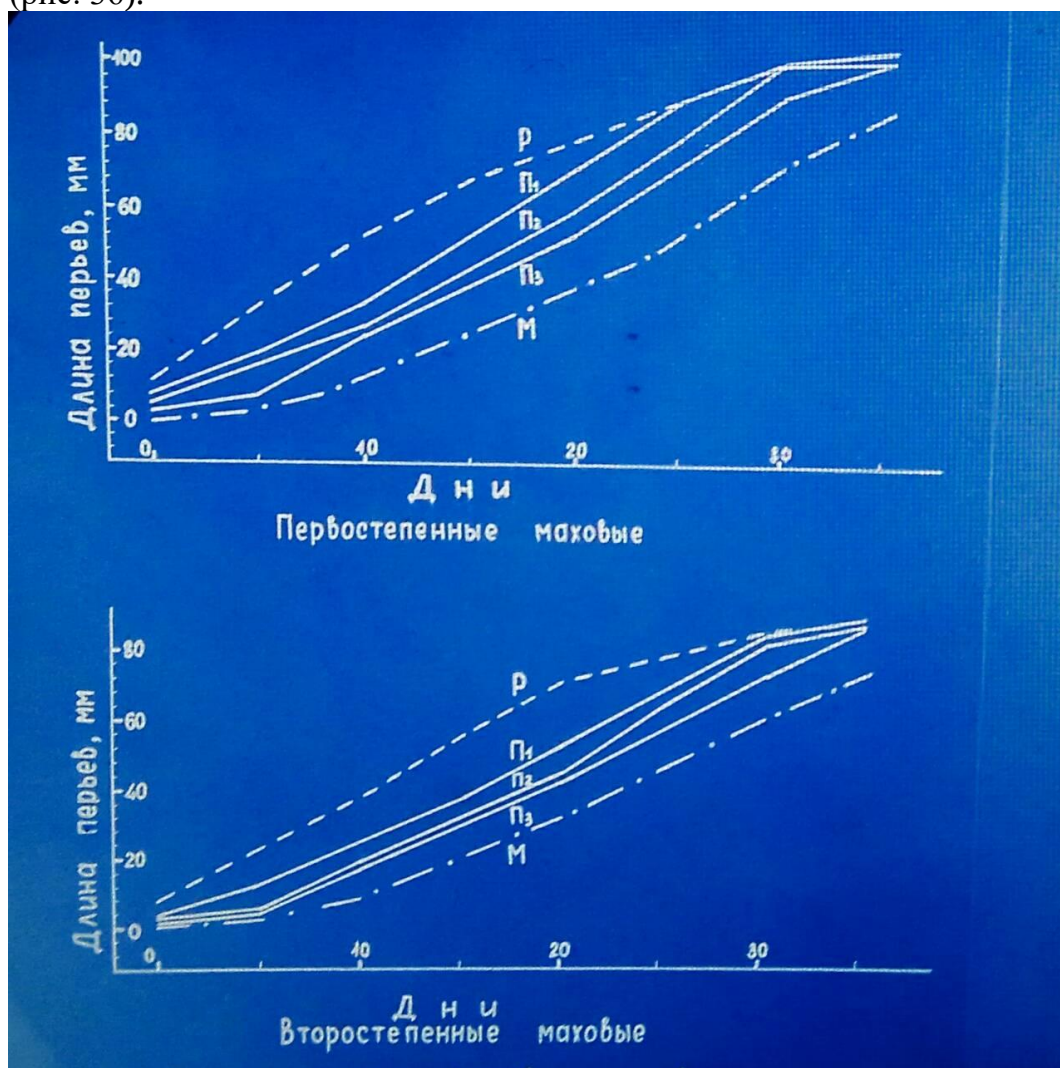


Рис. 36. Динамика роста первостепенных и второстепенных маховых перьев у цыплят с разными типами и подтипами оперяемости

Проведенный нами [30] межвидовой анализ типов оперяемости суточных индюшат, перепелят и фазанят разводимых в России и Украине пород показал, что всем им характерен исключительно ранний тип оперяемости суточного молодняка.

Это обстоятельство исключает возможность получения у этих пород федерсексного гибридного потомства. Несмотря на генетическую однотипность в скорости оперяемости изученных нами птенцов из семейства фазановых, федерсексинг для них в будущем принципиально возможен, и, прежде всего, за счет переноса позднооперяющегося аллеля **К** от кур с помощью генно-инженерных манипуляций или же благодаря выявлению в популяциях этих видов спонтанных позднооперяющихся мутантов, на базе которых и будут созданы позднооперяющиеся линии федерсексных кроссов мясных видов птиц.

Причины ошибок при использовании федерсексинга. Если отцовская и материнская линии федерсексного кросса кур полностью консолидированы (гомозиготны) по альтернативным аллелям, соответственно, ранней и поздней оперяемости цыплят, то "генетических" ошибок в определении пола гибридного молодняка в принципе не должно быть. У всех федерсексных цыплят будет наблюдаться четкая связь между их полом и фенотипом крыла.

Однако единичные ошибки все же могут возникать из-за невнимательности оператора. В связи с тем, что у некоторых позднооперяющихся петушков (подтип П2) первостепенные маховые перья на 1/3 короче кроющих, то при беглом осмотре их крыльев поздний тип оперяемости суточных самцов иногда может быть ошибочно принят за ранний тип оперяемости у самок. Такое нераспознавание образа самца или самки по типу оперяемости приводит к ошибкам в определении пола федерсексного молодняка — часть истинных петушков будет ошибочно отнесена к группе курочек.

Автоматический федерсексинг цыплят. Чтобы избежать субъективных ошибок при фенотипировании федерсексного молодняка, а также интенсифицировать процесс сортировки цыплят по полу, американскими учеными университета штата Арканзас была сделана недавно успешная попытка переложить процедуру распознавания образа крыла самцов и самок на "плечи" электронного робота [72]. Оптическая система автоматической установки значительно увеличивает изображение перьев крыла суточного цыпленка, выявляя спрятанные в первичном пухе ясные для дальнейшей идентификации образы типов оперяемости суточных цыплят. Установка включает в себя транспортер для поочередной подачи цыплят к объективу цифровой видеокамеры, источник ультрафиолетового освещения, компьютер для анализа полученного изображения и механическое исполнительное устройство-сексатор.

Цифровая видеокамера воспринимает ясное изображение крыла зафиксированного на мгновение цыпленка. При этом используется освещение ультрафиолетом с длиной волны от 250 до 450 нм. Специальная световая архитектура устройства обеспечивает извлечение характерных черт и особенностей типов оперяемости крыла цыпленка. Компьютерная система анализирует полученное изображение, распознает пол цыпленка по заданной программе и приводит в действие исполнительное устройство-сексатор.

О скорости и точности сортировки цыплят по полу с помощью этого устройства в описании патента никаких данных не приводится.

Определение пола цыплят с 5-го по 17-й день жизни. Гибридный молодняк федерсексных кроссов можно разделить по полу и в 10-дневном возрасте. В этот период у ранооперяющихся курочек маховые перья крыла достигают основания хвоста, а рулевые перья имеют длину 1 — 1,5 см (рис.37). У поздно- и медленнооперяющихся петушков в этом возрасте маховые перья слабо развиты, а хвостовые (рулевые) полностью отсутствуют (рис.38).

Однако, как показали наши онтогенетические исследования [71], пол федерсексных цыплят можно безошибочно определять в течение более длительного периода — с 5-го по 17-й день жизни молодняка. На рис. 39 показана динамика роста первостепенных маховых и рулевых (хвостовых) перьев у ранооперяющихся курочек (**Р**) и позднооперяющихся петушков (**П**) в первые недели жизни. Как видно из сопоставления кривых роста, период максимального прироста первостепенных маховых перьев у курочек и петушков неодинаков.

У ранооперяющихся курочек наибольший абсолютный прирост (25 мм) отмечен за первые пять дней жизни. В последующие дни скорость роста маховых перьев у курочек постепенно снижается и с 30-го по 35-й день составляет только 5 мм.

У позднооперяющихся петушков интенсивный рост маховых перьев значительно отодвинут во времени. Для петушков подтипа **П1** наибольший прирост пера отмечен с 15-го по 20-й день (20 мм), для петушков подтипа **П2** — с 20-го по 25-й (23 мм), а для петушков подтипа **П3** — с 25-го по 30-й (23 мм).

Форма кривой роста первостепенных маховых перьев у медленнооперяющихся петушков (алель **Ks**) резко отличается от рассмотренных выше кривых роста (рис. 39 а). В первые пять дней после вывода прирост длины самого большого махового пера у них самый низкий (3 мм). Затем постепенно темп роста оперения восстанавливается и достигает максимума в период с 25-го по 35-й день.



Рис.37. Десятидневная курочка
(ранняя оперяемость)



Рис.38. Десятидневный петушок
(поздняя оперяемость)

Большая роль в дифференциальной диагностики пола федерсексных цыплят в первые недели жизни принадлежит рулевым (хвостовым) перьям (рис. 39б, 40). У ранооперяющихся курочек на 3-й день жизни показываются зачатки рулевых перьев, а на 5-й день их длина уже варьирует от 4-х до 7-ми мм. У позднооперяющихся петушков первые признаки хвоста появляются на 20-й, а у медленнооперяющихся — на 25-й день жизни.

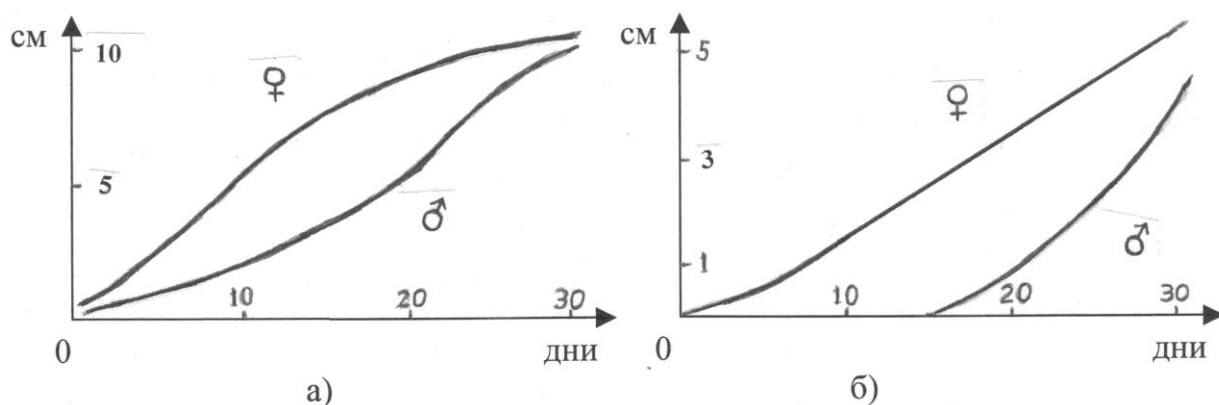


Рис.39. Половой диморфизм динамики роста первостепенных маховых (а) и рулевых (б) перьев в первые недели жизни цыплят

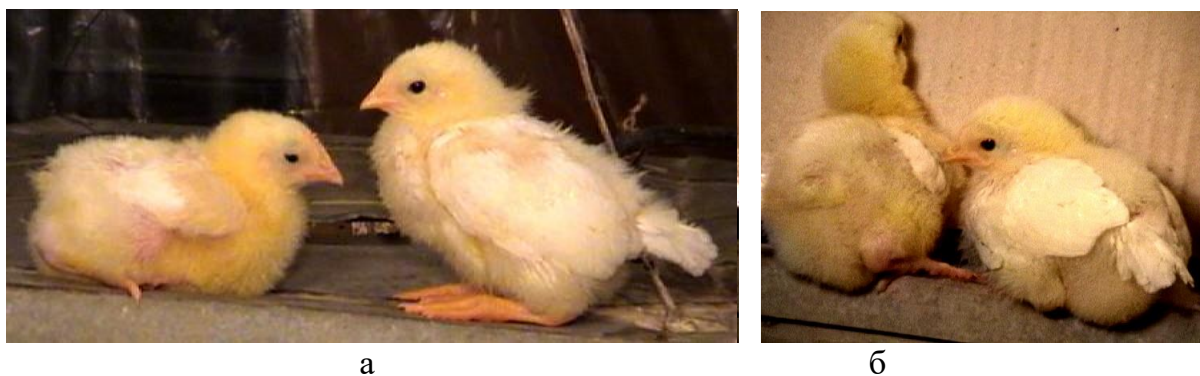


Рис. 40. Общий вид двухнедельных федерсексных цыплят: а — вид збоку; б — вид сзади. В обоих случаях петушки расположены слева.

Таким образом, сочетание двух фенотипических признаков (длина маховых перьев и наличие хвоста) позволяет в период с 5-го по 17-й день жизни цыплят с высокой точностью определять их пол. У курочек на протяжении этого периода уже хорошо виден хвостик и маховые перья на крыльях у них на 2 — 3 см длиннее, чем у петушков.

К 30-дневному возрасту позднооперяющиеся петушки "догоняют" ранооперяющихся курочек по общей оперенности тела и половой диморфизм у них по этому признаку исчезает. Медленнооперяющиеся петушки по оперенности тела выравниваются с остальными фенотипами только к 11-ти неделям жизни. Поскольку такая существенная задержка в формировании перьевого покрова может привести к возникновению каннибализма среди молодняка, то материнские линии кур федерсексных кроссов в процессе их выведения должны быть тщательно "очищены" от нежелательного аллеля **Ks** (медленная оперяемость цыплят).

Поскольку существующие в Украине классические линии белого леггорна характеризуются только ранней оперяемостью цыплят, была поставлена задача путём нескольких циклов возвратных скрещиваний перенести алель поздней оперяемости от полтавских глинистых кур к белым леггорнам. При этом необходимо было сохранить в создаваемой популяции экстерьер и хозяйственно полезные признаки яичной породы кур. Схема получения позднооперяющегося белого леггорна представлена на рис.41, а сами представители вновь созданной популяции показаны на рис.42.

Год	Поко- ление	Схема получения БЛ-белый леггорн, ПГ-полтавская глинистая.	Доля насле- дственности БЛ, %
1978	F ₀	♂ БЛ (k/k) x ♀ ПГ (K/-) ♂ ПГ (K/k) x ♀ БЛ(k/-)	
1979	F ₁	♂ F ₁ (K/k) x ♀ БЛ(k/-) ♂ БЛ (k/k) x ♀ F ₁ (K/-)	50.00
1980	F ₂	♂ F ₂ (K/k) x ♀ БЛ(k/-) ♂ F ₂ (K/k) x ♀ БЛ(k/-)	75.00
1981	F ₃	♂ F ₃ (K/k) x ♀ F ₃ (K/-)	87.50
1982	F ₄	♂ 57 (K/K) x ♀ 04(k/-) ♂ 04 (k/k) x ♀ 57(K/-)	87.50
1983	F ₅	♂ 57 (K/k) x ♀ 04(k/-) ♂ 57 (K/k) x ♀ 04(k/-)	93.75
1984	F ₆	♂ 57 (K/k) x ♀ 57(K/-)	96.88
1985	F ₇	♂ 04П (K/k) x ♀ 04П(K/-)	96.88
1986	F ₈	♂ 04 (k/k) x ♀ 04П(K/-)	96.88
1987	F ₉	♂ 04П (K/k) x ♀ 04П(K/-)	98.44
1988	F ₁₀	♂ 04П (K/k) x ♀ 04П(K/-)	98.44
1989	F ₁₀	♂ 04П (K/k) x ♀ 04П(K/-) –переемая пти- ца	98.44
1990	F ₁₁	♂ 04П (K/K, K/k) x ♀ 04П(K/-)	98.44
1991- 2001	F ₁₁ -F ₂₂	Разведение константных генотипов “в себе”: ♂-K/K, ♀ -K/-. Селекция на улучшения продуктивности.	98.44

Рис. 41. Схема получения поздноперяющегося белого леггорна



Рис. 42. Позднооперяющийся белый леггорн

В результате многолетнего поглотительного скрещивания белых леггорнов с полтавскими глинистыми курами и целенаправленного отбора и подбора особей с медленным типом оперяемости молодняка была создана синтетическая линия яичных кур 04П с белой окраской оперения и листовидным гребнем. Скрещивание кур 04П с ранооперяющимися петухами различных линий белых леггорнов позволила безошибочно определять пол суточного гибридного молодняка по фенотипу крыла со скоростью сортировки 1,5 тыс.гол/ч. Производственная проверка продуктивности гибридных несушек федерсексной комбинации 07 х 04П продемонстрировала превосходства аутосексной птицы по яйценоскости и выходу яйцемассы над двумя другими кроссами породы белый леггорн [30].

1.4. Определение пола цыплят по окраске пуха (колорсексинг)

История колорсексинга кур. После того, как в 1908 году В.Спильман [73] впервые выявил сцепленный с полом характер наследования полосатой окраски оперения плимутроков, неполнодоминантный ген полосатости **В** стал широко использоваться в качестве маркера пола у цыплят как при гибридизации [74 — 77], так и при чистопородном разведении кур [78, 79]. Было установлено, что основное действие обнаруженного у плимутроков фактора полосатости **В** сводится к периодическому прерыванию отложения черного пигмента в растущем пере, в результате чего рисунок каждого опахала представлен чередующимися белыми и черными правильными полосами. Петухи и куры со сплошной окраской оперения несут в своем генотипе рецессивный аллеломорф **в**.

У суточных цыплят с черным или коричневым пухом генетическая система аллельных генов **В-в** также вызывает четкие фенотипические различия. Мутация **В** детерминирует появления белого пятна на затылке птенца, а его рецессивный аллеломорф **в** (дикий тип) — отсутствие такого пятна.

В 1912 году А.Стертевант [80] и К.Давенпорт [81] в многочисленных скрещиваниях различных пород кур обнаружили крисс-кросс наследование серебристой (**S**) и золотистой (**s**) окрасок оперения. Ген золотистости (**s**) обуславливает образование широкого спектра окраски перьев от золотисто-желтой до красно-коричневой. У ряда пород кур вместо гена

золотистости (s) в той же точке Z-хромосомы находится его доминантный аллеломорф — ген серебристости (S), который подавляет развитие золотисто-коричневой окраски оперения у самцов и самок. Благодаря исследованиям Р. Пеннета [82], который выявил четкие фенотипические различия в окраске пуха гибридных цыплят, система аллелей “серебристость – золотистость” стала широко использоваться для идентификации пола суточного молодняка.

В первой половине XX века большая часть английских и американских фирм, производивших товарное яйцо, предпочитала использовать для этой цели «чистые» породы кур. Восполняя реальную потребность в чистопородной птице, генетики-птицеводы Р.Пеннет и М.Пиз, работавшие тогда в Кембридже, в 1929 году создали первую аутосексную породу кур — камбар. Куры этой породы имели хорошую яйценоскость, а суточные цыплята характеризовались колорсексностью при разведении птицы “в себе” в течение ряда поколений [83, 84]. Позднее, в 1930 — 50-е годы, путем межпородного скрещивания был выведен легбар (рис. 43) и целый ряд новых аутосексных пород кур (анкобар, редбар, вибар, вильбар, брусбар, полбар, фифти-файв и др.), которые, однако, не получили широкого распространения из-за невысокой яичной продуктивности этой птицы.

Наследственный фактор поперечно-полосатой окраски оперения **В** можно назвать геном аутосексности, так как все выведенные в XX веке аутосексные (колорсексные) породы кур гомозиготны по этому неполнодоминантному аллелю, который при взаимодействии с другими аутосомными генами обеспечивает четкий половой диморфизм окраски пуха суточных чистопородных цыплят.

К началу 50-х годов, с наступлением в птицеводстве эры гибридизации и межпородных скрещиваний, на мировом рынке стали появляться первые коммерческие кроссы кур различного направления продуктивности. В 1962 г. английская фирма “Кобб” приступила к выведению первого аутосексного кросса мясных кур. При создании этого кросса бройлеров в качестве отцовской линии был взят золотистый корниш с красно-коричневой окраской пера, а в качестве материнской — белый плимутрок с серебристо-белым оперением. Дифференцированная по полу окраска пуха бройлеров позволила разделять суточный молодняк на петушков и курочек с точностью 98 % при скорости сортировки около 4 тыс. гол./час. Раздельнополое выращивание бройлеров с первого дня жизни дало многим производителям птичьего мяса существенную дополнительную прибыль.

К концу XX века на мировом птицеводческом рынке были представлены такие колорсексные кроссы мясных кур: “Кобб-колорсекс”, “Кобб-100”, “Ребро”, “Доминант красный мясной”, “Анак-40”, “Касир”. Однако в связи с несколько худшим товарным видом тушек цветные бройлеры к настоящему времени в значительной степени вытеснены белоперыми бройлерами, которых можно сортировать по полу в суточном возрасте по признаку “ранняя – поздняя” оперяемость цыплят.

В 70-е годы прошлого века в промышленном птицеводстве многих стран уменьшилась доля кроссов яичных кур, созданных на базе чистых линий породы белый леггорн. Одновременно с этим началось широкое использование гибридных несушек яично-мясного направления продуктивности, откладывающих яйца с окрашенной (коричневой и кремовой) скорлупой. Тенденция вытеснения “белоскорлупных” кроссов кур объясняется двумя факторами — с одной стороны, рыночным спросом на яйца с окрашенной скорлупой, а с другой — возможностью создавать на основе этой птицы аутосексные кроссы. В настоящее время гибридные куры аутосексных “коричневых” кроссов производят в мире большую часть пищевых яиц (кроссы “Ломанн браун”, “Хайсекс браун”, “Хай-Лайн браун”, “Иса браун”, “Шейвер 579”, “Бованс коричневый”, “Бованс золотистый”, “Тетра-SL”,

“Бибкок-380”, “Доминант-102”, “Прогресс”, “Роданит”, “УК Кубань-123”, “Яффа”, “Борки-колор”, “Мастер-грей” и др.).

Поскольку цветные аутосексные несушки по многим хозяйственно-полезным признакам превосходят белых леггорнов, а колорсексинг на сегодняшний день является самым прогрессивным методом определения пола суточных цыплят, то можно предположить, что в XXI век победоносное шествие колорсексных кроссов яичных кур по планете продолжится.

Генетические основы колорсексинга в куроводстве. Все многочисленные породы домашних кур (*Gallus gallus domesticus*) произошли от красных джунглевых кур (*Gallus gallus*), обитающих в Индокитае, Филиппинах и на Малайском архипелаге.

Красные джунглевые куры — небольшие, подвижные птицы с плотным оперением, самец всегда крупнее самки (рис. 44). У него оперение головы, гривы, спины и свисающие перья поясницы каштаново-красные с золотистым отливом, тогда как перья на груди, животе и хвосте черные с зеленоватым оттенком. В целом такой фенотип называется черно-грудокрасной расцветкой оперения. У курицы же расцветка оперения скромнее, серовато-бурая, отдаленно напоминающая наряд серой куропатки. Грудь у самки светлая, желтовато-розовая (“лососевая”), без крапчатости. Цыплята, как и у большинства диких куриных, имеют характерный поперечно-полосатый рисунок пухового покрова.



Рис. 43. Аутосексная порода кур полосато-куропатчатый леггорн (легбар)



Рис. 44. Красные джунглевые куры (слева — петух, справа - курица)

Окраска оперения домашних кур весьма разнообразна — от белой до черной с промежуточной гаммой всех оттенков желтого, красного, коричневого, бурого и серого цветов. Материальной основой различных фенотипов окраски кур служат химические вещества (меланины) и физическая структура пера. В основном окраска и рисунок оперения курицы и петуха зависят от пигментов, содержащихся в пере в виде гранул различного цвета и формы.

Красящее вещество пера птиц представлено двумя разновидностями - эумеланином (черный пигмент) и феомеланином (окраска пигмента варьирует от палево-желтой до красно-коричневой). Следует также подчеркнуть, что черный пигмент синтезируется не только в перьях, но и в глазах и коже птицы.



Рис.45. Передача генетической информации от гена (генотипический уровень) к феомеланину (фенотипический уровень)

В настоящее время у кур известно 33 гена, мутантные аллели которых в большей или меньшей степени влияют на окраску отдельного пера или рисунок оперения всей птицы [85, 86]. Для примера, на рис.45. схематично показана передача генетической информации от гена *s* (генотипический уровень) к феомеланину (фенотипический уровень).

Руководствуясь подходом, предложенным Р.Д. Джаапом и В.Х. Холландером [87], здесь и далее под термином “мутантный аллель” будем понимать любое наследственное изменение определенного гена, которое детерминирует дискретный фенотип, отличающийся от стандартного дикого типа (банкивская курица).

У домашних кур для фенотипического маркирования пола суточных цыплят чаще всего используют альтернативные признаки окраски пухового покрова, определяемые локусами **S** и **B**. Аутосексинг молодняка по системам аллелей **S-s** и **B-b** называют колорсексингом. Однако, в половой хромосоме курицы (рис. 46) локализовано еще несколько структурных генов, мутации которых представляют потенциальный интерес для ранней диагностики пола суточных цыплят.

Прежде всего следует указать на доминантную мутацию **Id** (ингибитор дермального меланина), которая блокирует отложение черного пигмента в коже ног птенцов и взрослых

особей, в результате чего нижние конечности птицы приобретают желтый цвет. У генотипов **id/id** (петушки) и **id/-** (курочки) кожа ног всегда темная — черная, серая, зеленая или голубая (в зависимости от остального аутосомного генотипа). Сцепленные с полом мутации "голые" (с доминантным аллелем — оперенные) и "бескрылые" (с доминантным аллелем — крылатые) также могут быть использованы для фенотипического маркирования пола гибридных цыплят.

По классификации шведского генетика-птицевода М. Сильверудда [70] все породы домашних кур можно разделить на три категории:

- 1) неаутосексные (большинство пород);
- 2) аутосексные только при определенном типе скрещивания (например, ♂ род-айланд красный х ♀ суссекс светлый);
- 3) аутосексные при разведении "в чистоте" (легбар, камбар и др.).

В настоящее время известны два генетических механизма, лежащих в основе фенотипического маркирования пола суточного молодняка: а) сцепленное с полом наследование факторов окраски пуха при гибридизации и б) эффект дозы генов, локализованных в **Z**-хромосоме, обуславливающий половой диморфизм птенцов при чистопородном разведении [16].

Для получения гибридных колорсексных цыплят (у которых пол можно определять по окраске пуха) доминантный аллель всегда должен привноситься в скрещивание гомизиготными самками, а рецессивный аллель — гомозиготными самцами.

Поэтому, для получения разнополоокрашенных гибридных цыплят проводят скрещивание золотисто-коричневых петухов (**s/s**) с серебристо-белыми курами (**S/-**) или же скрещивают однотонных (неполосатых) петухов (**b/b**) любой окраски с черно-полосатыми самками (**B/-**). В первом случае, вследствие наследования крест-накрест, суточные гибридные сыновья (**S/s**) имеют бледно-желтый, а курочки (**s/-**) — золотисто-коричневый пух. Во втором варианте скрещивания цыплята выводятся черные, однако у петушков (**B/b**), в отличие от курочек (**b/-**), на затылке имеется белое пятно. Спаривание темноногих петухов (**id/id**) с желтоногими самками (**Id/-**) дает дочерей (**id/-**) с темными ногами, а сыновей (**Id/id**) — со светлыми.



Рис. 46. Колорсексирование птицы по окраске кожи ног (петушки слева светлоногие, а курочки справа темноногие)

МУТАЦИИ

ДИКИЙ ТИП

Темная полоска на голове у золотистых цыплят	ko	—	Ko	Отсутствие полоски на голове у цыплят
Полосатость оперения	B ^{sd} , B	13	b	Неполосатые
Ослабитель эумеланина	Id, id ^a , id ^c	10	id	Зеленовато-голубые ноги
Ингибиторы дермального меланина		27		
Коричневые глаза	br	—	Br	Светло-коричневые глаза
Светлый пух	Li	10	li	Коричневый пух
"Убийца женщин"	lk	12	Lk	Нормальные
Серебристость оперения	S, s ^{al}	4	s	Золотистость оперения
Неполный альбинизм		1.1		
Сверхмедленная, медленная, поздняя оперяемость	K ⁿ , K ^s , K	3	k	Быстрая оперяемость
Эмбриональная леталь	pn	0.6	Pn	Нормальные
Бескрылость	ws	3.4	Ws	Крылатые
Карликовость	dw ^s , dw ^m , dw	3.1	Dw	Нормальная величина тела
Некроз печени	ln	1.9	Ln	Нормальные
Пароксизм	px	7	Px	Нормальные
Голые	n	14	N	Оперенные
"Трясучка"	sh	3	Sh	Нетрясущиеся
Задержка овуляции	ro	—	Ro	Нормальная овуляция

Рис.47. Карта половой хромосомы курицы [85]

Ниже приведены схемы получения пяти разновидностей (вариантов) аутосексного молодняка кур (рис. 48 и 49).

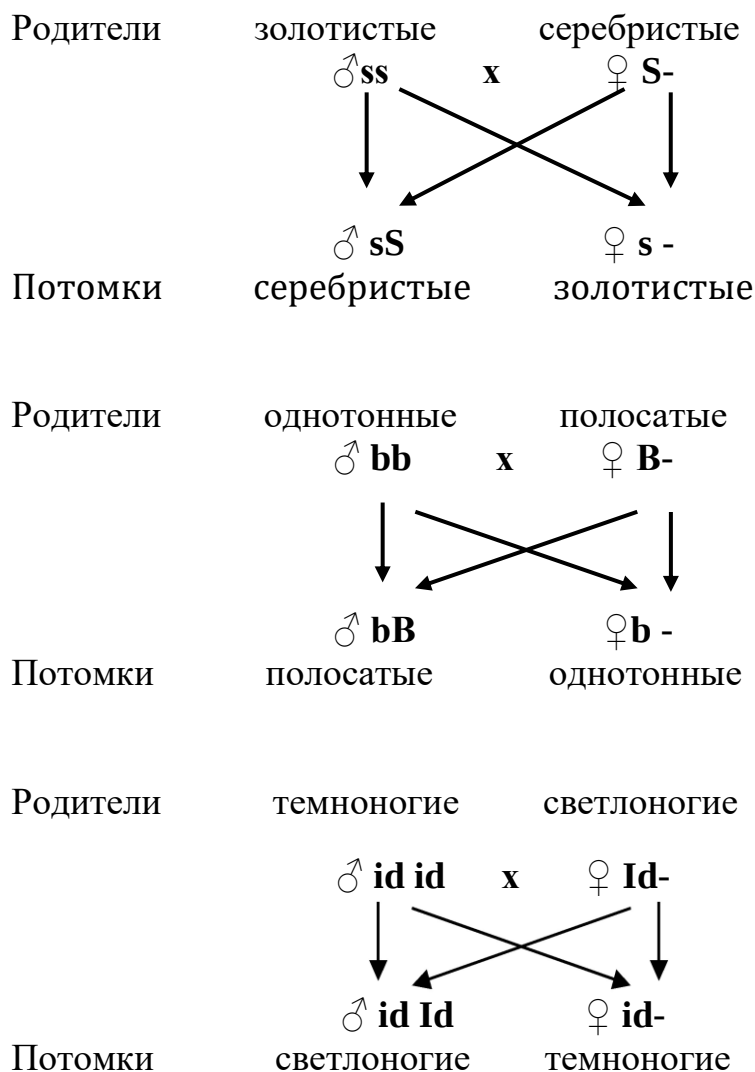


Рис.48. Колорсексные скрещивания кур
(системы аллелей **S-s**, **B-b**, **Id-id**)

Формирование четких половых различий по окраске и рисунку пухового покрова аутоксексного молодняка связано не только с маркером пола, но и с тем аутоксомным генным окружением, на фоне которого этот маркер экспрессирует. Одни аллели аутоксомных локусов, взаимодействуя со сцепленным с полом геном, усиливают половые различия суточного молодняка, другие же аллели наоборот, ослабляют или нивелируют дифференциацию полов.

Как показал генетический анализ [88, 89], значительное влияние на экспрессию маркеров пола гибридных и линейных цыплят оказывает аллельный состав следующих пяти аутоксомных локусов: **I** (**I** — ингибитор черного пигмента, **i** — отсутствие ингибирования); **Co** (**Co** — колумбийский ограничитель черного пигмента, **co** — отсутствие ограничения); **Bl** (**Bl** — голубой пух, **bl** — отсутствие голубой окраски); **E** (**E** — сплошная черная окраска, **Eg**, **ewh**, **e+**, **eb**, **es**, **ebc**, **ey** — разная степень ограничения черного пигмента) и **C** (**C** — основной фактор цветности, **c** — рецессивная белая окраска).

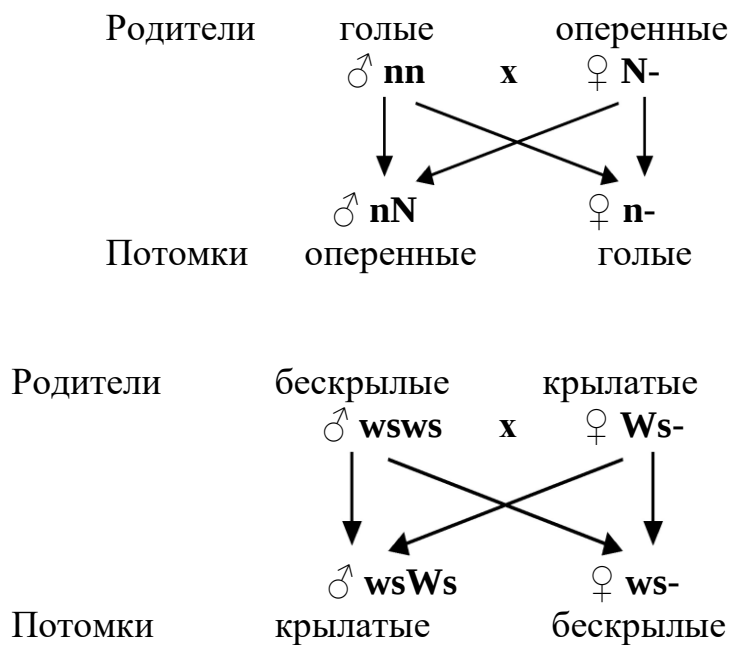


Рис. 49. Маркирующие пол скрещивания кур (системы аллелей **N-n**, **Ws-ws**)

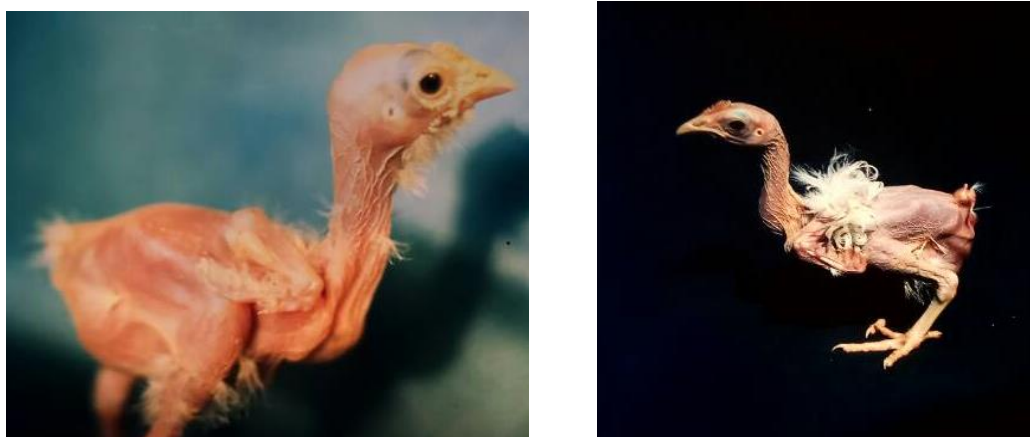


Рис. 50. Фенотипическое проявление сцепленного с полом гена «голые цыплята»



Рис.51. Маркирующее пол скрещивание кур (петушки с крыльями, курочки бескрылые)

Согласно современным представлениям [89-91], аутосексный генотип кур (гибридный и линейный), можно рассматривать как интегрированную систему наследственных факторов, возникающую в процессе гибридизации или постоянно существующую при разведении птицы “в чистоте” и включающую в себя три категории генов; а) гены-маркеры пола (2 локуса); б) аутосомные факторы меланогенеза (5 локусов) с сильным фенотипическим эффектом; в) множественные гены-модификаторы со слабым фенотипическим эффектом (рис. 41). Такое определение аутосексного генотипа позволяет достаточно точно описать природу колорсексности цыплят и наметить стратегию выведения аутосексной птицы. Эта стратегия направлена на консолидацию (гомозиготизацию) создаваемых сочетаний или популяций птицы по всем трем категориям наследственных факторов, суммарно формирующих четкий половой диморфизм суточного молодняка по окраске и рисунку пуха.

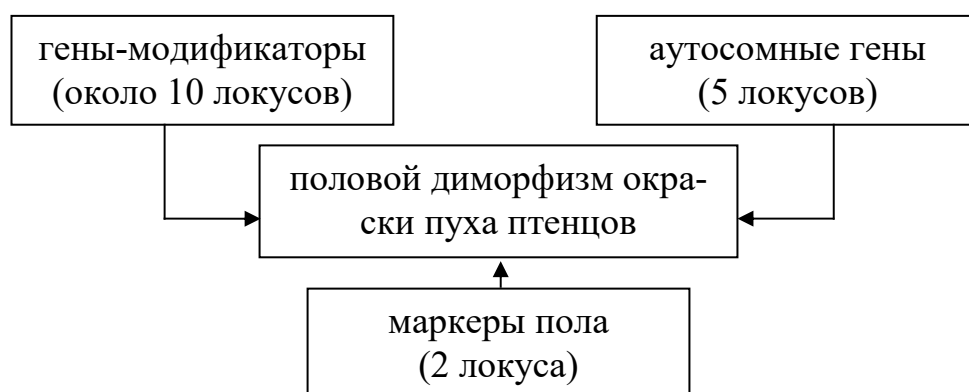


Рис. 52. Схема генетического контроля колорсексности цыплят

В качестве иллюстрации сказанного приведем некоторые примеры. Известно, что фенотипические эффекты аллелей серебристости и золотистости проявляются только в феомеланизированном пухе и оперении птицы. Поэтому в генотипе колорсексных гибридных цыплят должна присутствовать хотя бы одна доза колумбийского ограничителя черного пигмента (**Co**), который резко увеличивает размер зоны полового диморфизма на спинках цыплят и тем самым усиливает визуально определяемые различия между серебристыми самцами (**S/s**) и золотистыми курочками (**s/-**).

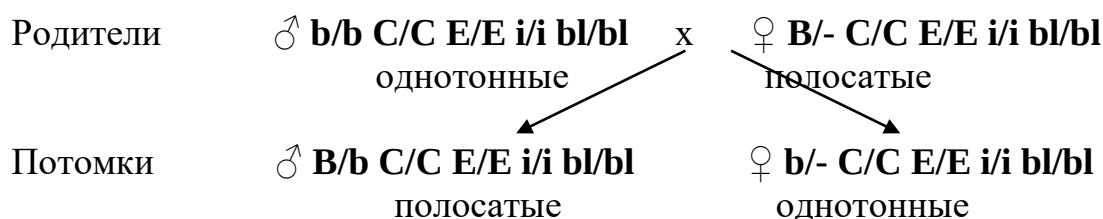
Кроме того, большое влияние на фенотипическое проявление сцепленной с полом серебристости и золотистости оказывают также аллели **E**- и **I**-локусов. Наиболее доминантные среди восьми аллелей **E**-локуса наследственные факторы **E** и **Eg** приводят к формированию черного пуха, который затрудняет проявление аллелей **S** и **s** даже в присутствии аллеля **Co**. Поэтому наследственные факторы **E** и **Eg** должны отсутствовать в исходных линиях кроссов, финальные гибриды которых аутосексируются с участием системы аллелей **S-s** (серебристость — золотистость окраски пуха).

Напротив, в комбинациях кур, аутосексных по системе аллелей **B-b**, присутствие в генотипе гибридного организма хотя бы одной дозы аллеля **E** или **Eg** совершенно необходимо, поскольку фенотипический эффект гена полосатости на фоне золотисто-красного пухового покрова мало различим.

Включение неполнодоминантного гена белой окраски в аутосексные коммерческие кроссы кур позволяет получить гибридное потомство (**I/i**) со светлыми пеньками перьев и светлым подпухом. Поскольку аллель **I** в гетерозиготном состоянии удаляет из пухового покрова цыплят только черный и коричневый пигменты, оставляя красный и золотистый,

то в его присутствии также можно дифференцировать серебристую и золотистую окраски пуха молодняка в аутосексных комбинациях кур. Однако следует подчеркнуть, что половые различия в окраске пухового покрова цыплят на фоне генотипа **I/i** менее выражены, чем у гомозигот **i/i** (курочки обладают золотисто-палевой окраской пуха, а не золотисто-коричневой).

Ниже приведены развернутые формулы генотипов основных вариантов окраски оперения петухов и кур, обеспечивающие при скрещивании высокую степень проявления колорсексности (полового диморфизма) суточных гибридных цыплят.



В виде генетических символов даны также наиболее удачные сочетания аллелей, детерминирующие ярко выраженный половой диморфизм окраски пуха суточных цыплят при разведении птицы “в себе”.

♂ B/b S/S C/C e+/ e+ co/co i/i bl/bl
♀ B/- S/- C/C e+/ e+ co/co i/i bl/bl
♂ B/B s/s C/C e+/ e+ co/co i/i bl/bl
♀ B/- s/- C/C e+/ e+ co/co i/i bl/bl

У цыплят продольно-полосатый рисунок пуха на общем серебристо-сером или золотисто-соломенном фоне. Петушки значительно светлее курочек.

Представленные выше наследственные формулы колорсексности гибридных и линейных цыплят позволяют генетикам-птицеводам видеть конечную цель выведения аутосексной птицы, что, в свою очередь, дает возможность в кратчайшие сроки и с минимальными затратами биологического материала синтезировать аутосексные генотипы кур.

Процесс создания синтетических аутосексных линий и кроссов кур состоит из двух последовательных этапов: генетического и селекционного. Основная цель первого этапа — создание исходного для селекции материала, обладающего четко выраженным половым диморфизмом птенцов, хорошими продуктивными и адаптивными свойствами, а также значительным генетическим разнообразием по основным хозяйственно-полезным признакам. Все эти свойства исходного материала способствуют успешному проведению селекционного этапа, в процессе которого происходит закладка синтетических аутосексных и неаутосексных линий, усиление их сочетаемости, а также совершенствование племенных и

продуктивных качеств птицы. На этом этапе завершается также окончательный выбор отцовской и материнской форм кросса, каждая из которых может быть представлена линейной или гибридной птицей.

Племенная работа с колорсексным кроссом. Колорсексность суточного молодняка, как и любой другой хозяйственно-полезный признак птицы, нужно постоянно поддерживать селекционными методами. Для воспроизводства чистых линий должны использоваться самцы и самки только со стандартной для каждой конкретной линии расцветкой оперения. Весь суточный молодняк отцовских и материнских линий при выводе следует фенотипировать по окраске пуха и выбраковывать цыплят с нетипичным фенотипом. Еще лучше, когда перед племенным сезоном проводят колорсексные скрещивания по схеме кросса и для воспроизводства чистых линий отбирают только тех петухов и кур, которые при скрещивании обеспечивают четкий половой диморфизм гибридных цыплят по окраске и рисунку пуха.

Высшая форма племенной работы с колорсексным кроссом или популяцией кур заключается в проведении генетического анализа линейной птицы по семи основным генам, контролирующим окраску и рисунок оперения с последующим отбором для воспроизводства только гомозиготных генотипов, стандартных для каждой кроссируемой линии.

Организация рабочего места. При определении пола цыплят по окраске пуха отсутствуют всякие ограничения, связанные с их возрастом. Начинать сортировку колорсексного молодняка по полу можно сразу же после выемки его из инкубатора. Основное условие успешной работы оператора — хорошее освещение рабочей зоны, где размещен несортированный молодняк.

При колорсексинге молодняка требования к рабочему месту оператора менее жесткие, чем при вент- и федерсексинге. Сексатор может работать стоя возле стопки ящиков с несортированными цыплятами или сидя за обычным или специально оборудованным столом типа СЦП-2А. Перечисленные условия работы обеспечивают примерно одинаковую производительность труда оператора на уровне 6 — 7 тыс. голов/час. Работа же определителя пола цыплят на сортировочной «карусели» увеличивает скорость сортировки молодняка по полу на 30 — 35 %.

Четкие половые различия цыплят по окраске и рисунку пуха позволяют совместить процедуру определения пола птенцов с другими операциями, производимыми персоналом инкубатория в день вывода молодняка. Так, например, опытный оператор может одновременно выполнять следующие действия: выборку цыплят из выводных лотков, сортировку их по качеству (категорийности) и по полу с размещением курочек и петушков в разные ящики. При этом на фенотипирование каждого отдельного цыпленка затрачивается не более 0,5 секунды, что значительно меньше, чем при федерсексинге (2 сек) и вентсексинге (4 сек). Высокая производительность труда операторов и возможность совмещения процедуры определения пола цыплят с другими технологическими операциями дают большие преимущества колорсексингу перед вент- и федерсексингом и делают его на сегодняшний день самым прогрессивным (в технологическом отношении) методом определения пола суточного молодняка.

Зональность полового диморфизма в окраске пуха цыплят. Важную роль для успешного осуществления колорсексинга играет размер зоны полового диморфизма в окраске пуха цыплят. Например, при использовании для сексирования цыплят системы аллелей S-s наблюдаются четкие половые различия самцов и самок в окраске пуха всей дорзальной поверхности тела (спина и голова), тогда как маркеры пола B-b экспрессируют только на затылочной части головы цыпленка. В связи с этим становится понятным основное условие эффективности колорсексинга — чем ярче выражены внешние различия меж-

ду суточными петушками и курочками по окраске и рисунку пуха, тем выше скорость и точность определения пола суточного молодняка.

Фенотипические различия гибридных курочек и петушков по признаку “серебристость-золотистость” окраски пуха, проявляющиеся на фоне колумбийского ограничителя черного пигмента Co . Вначале рассмотрим примеры колорсексирования суточных цыплят по системе аллелей $S-s$, которые экспрессируют на фоне колумбийского ограничителя черного пигмента Co . При этом напомним, что доминантный фактор Co в гомо- и гетерозиготном состоянии блокирует синтез черного пигмента в пуховом наряде цыплят. У взрослых кур и петухов ген Co формирует колумбийский тип окраски оперения, при котором черными бывают только хвост, маховые перья крыльев и отдельные перья гривы. У светлых колумбийских пород кур все остальные перья чисто белые, а у золотистых колумбийских — коричневые, красные или палевые.

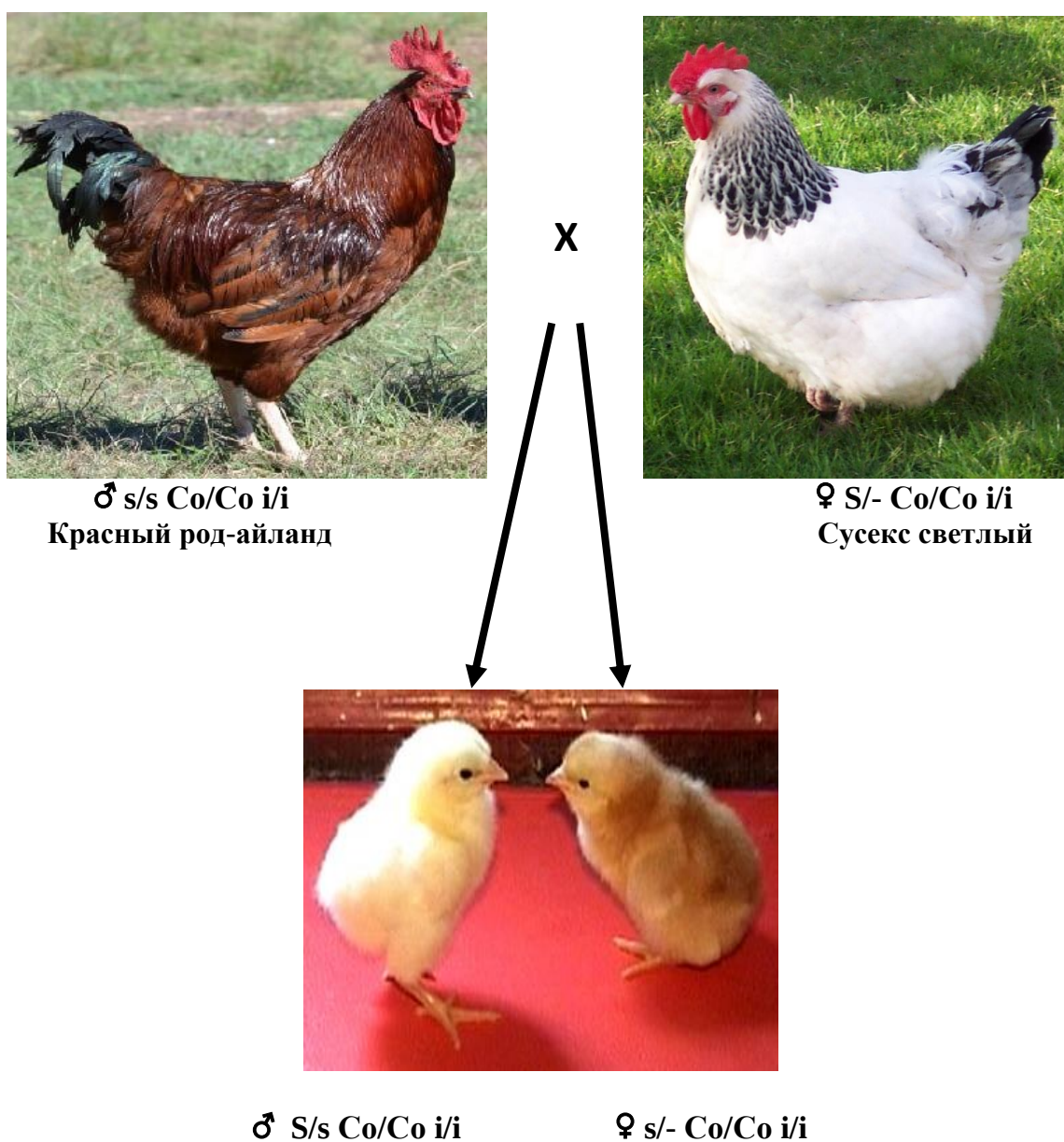


Рис. 53. Гибридные цыплята, полученные от скрещивания петухов породы красный род-айланд с курами породы светлый суссекс (слева — светло-серебристый петушок, справа — коричневая курочка)

Отвечая на запросы владельцев индивидуальных сельских хозяйств, в ИП УААН была создана двухлнейная аутосексная комбинация общепользованных кур с высокой яичной и мясной продуктивностью. Она состояла из отцовской (борковские золотистые) и материнской (борковские серебристые) популяций (рис. 54, 55).

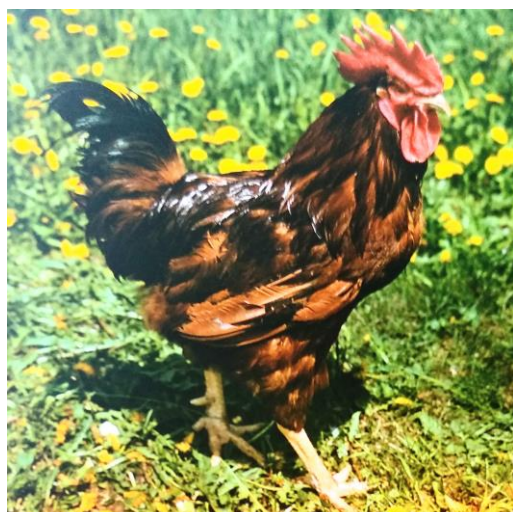


Рис.54. Борковские золотистые куры



Рис.55. Борковские серебристые куры

При скрещивании родительских форм выводятся колорсексные по цвету пуха цыплята. Гибридные петушки серебристо-жёлтые (S/s), а курочки – золотисто-коричневые ($s/-$). Аутосомный генотип гибридов ($Co/Co\ i/i$) позволяет определять пол цыплят с точностью 100% при скорости сортировки 7-8 тыс.гол./час (рис.56).



♂ s/s Co/Co i/i
Борковская золотистая

X



♀ $S/-$ Co/Co i/i
Борковская серебристая



♂ S/s Co/Co i/i

♀ $s/-$ Co/Co i/i

Рис. 56. Гибридные цыплята, полученные от скрещивания борковских золотистых петухов с борковскими серебристыми курами
(слева — жёлто-серебристый петушок, справа — золотисто-коричневая курочка)

Классическим примером получения колорсексных цыплят служит скрещивание петухов породы красный род-айланд (s/s Co/Co i/i) с курами породы светлый суссекс ($S/-$ Co/Co i/i). Обе породы в своем генотипе содержат в гомозиготном состоянии колумбийский ограничитель черного пигмента, который обеспечивает максимальное проявление аллелей $S-s$ в окраске пуха гибридных цыплят. Поскольку у кур серебристая окраска оперения доминирует над золотистой и наследуется крест-накрест, то в потомстве F_1 выводятся светло-серебристые петушки (S/s) и золотисто-коричневые курочки ($s/-$), (рис. 53). Ауто-сексные цыплята получают от родителей оптимальный для экспрессии маркеров пола аутосомный генотип (Co/Co i/i), что, в свою очередь, предопределяет четкие половые различия между курочками и петушками и обеспечивает 100 %-ную точность определения пола гибридного молодняка по окраске пуха. Скорость сортировки цыплят по полу при таком типе аутосексности составляет около 7 тыс. гол./час. Данный тип колорсексности цыплят дает возможность разделять их на курочек и петушков с помощью автоматических фотометрических устройств.

Безошибочно идентифицировать пол гибридных цыплят F_1 по фенотипу можно и при гибридизации большого количества других пород кур с золотистой и серебристой окрасками оперения. Ниже приведен перечень популяций и пород птицы, дающих колорсексное потомство, аналогичное показанному на рис. 53 и 56, при любых вариантах скрещивания золотистых петухов с серебристыми самками.

Созданная нами колорсексная комбинация мясо-яичных кур также позволяет легко диагностировать пол всех цыплят, начиная со стадии поздних эмбрионов [30, 210-212]. На рис. 57 показаны суточные гибридные цыплята, полученные от скрещивания золотистых петухов с серебристыми курами аутосексного кросса яичных кур «Доминант-111».

“Золотистые” породы (отцовские формы)	“Серебристые” породы (материнские формы)
Леггорн светло-коричневый Леггорн бурый Буф-орпингтон Виандот золотистоокаймленный Гамбургская золотистая Индийская бойцовая Суссекс красный Род-айланд красный Полтавская глинистая Ереванская красная Борковская золотистая	Доркинг светлый Брама светлая Суссекс светлый Суссекс карликовый светлый Фавероль серебристый Фавероль лососевый Первомайская серебристая Адлерская серебристая Гамбургская серебристая Мини-серебристые Борковская серебристая

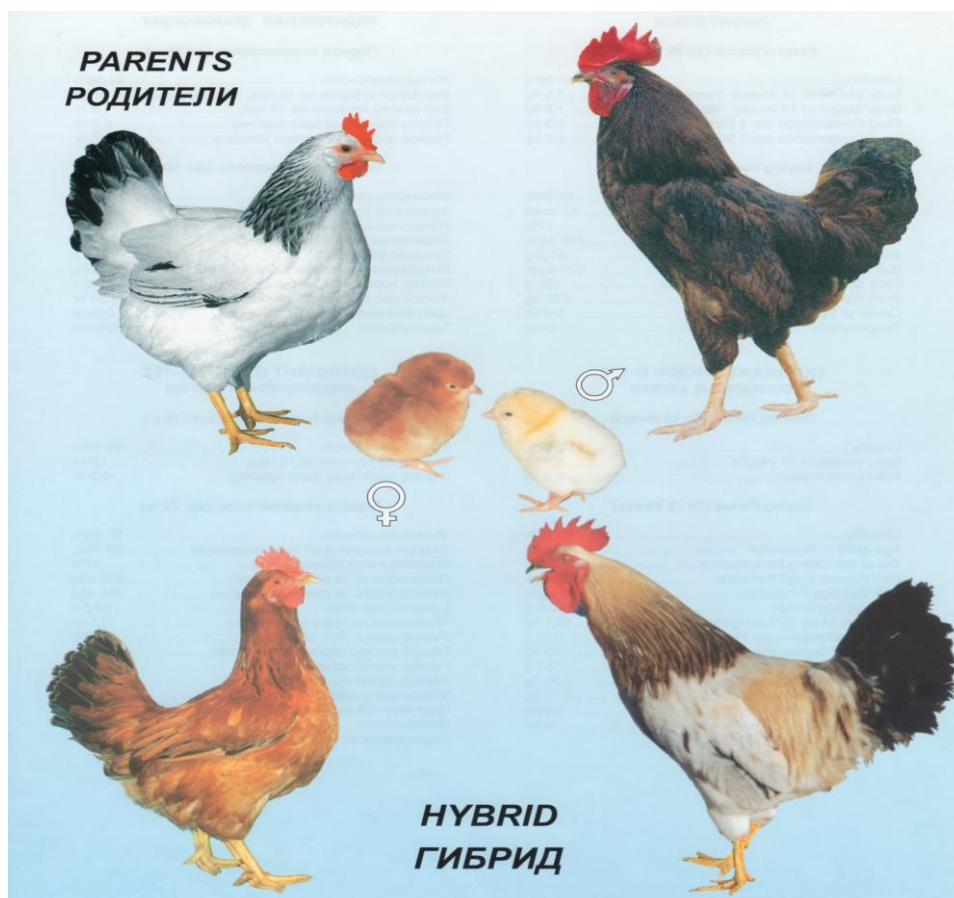


Рис.57. Аутосексный крос яичных кур «Доминант-111

Аналогичным образом маркируется пол в созданной нами аутосексной комбинации красных родайландов с серебристыми мини-курами (рис.58-60).



Рис.58. Серебристые мини-куры



Рис.59. Колорсексные цыплята

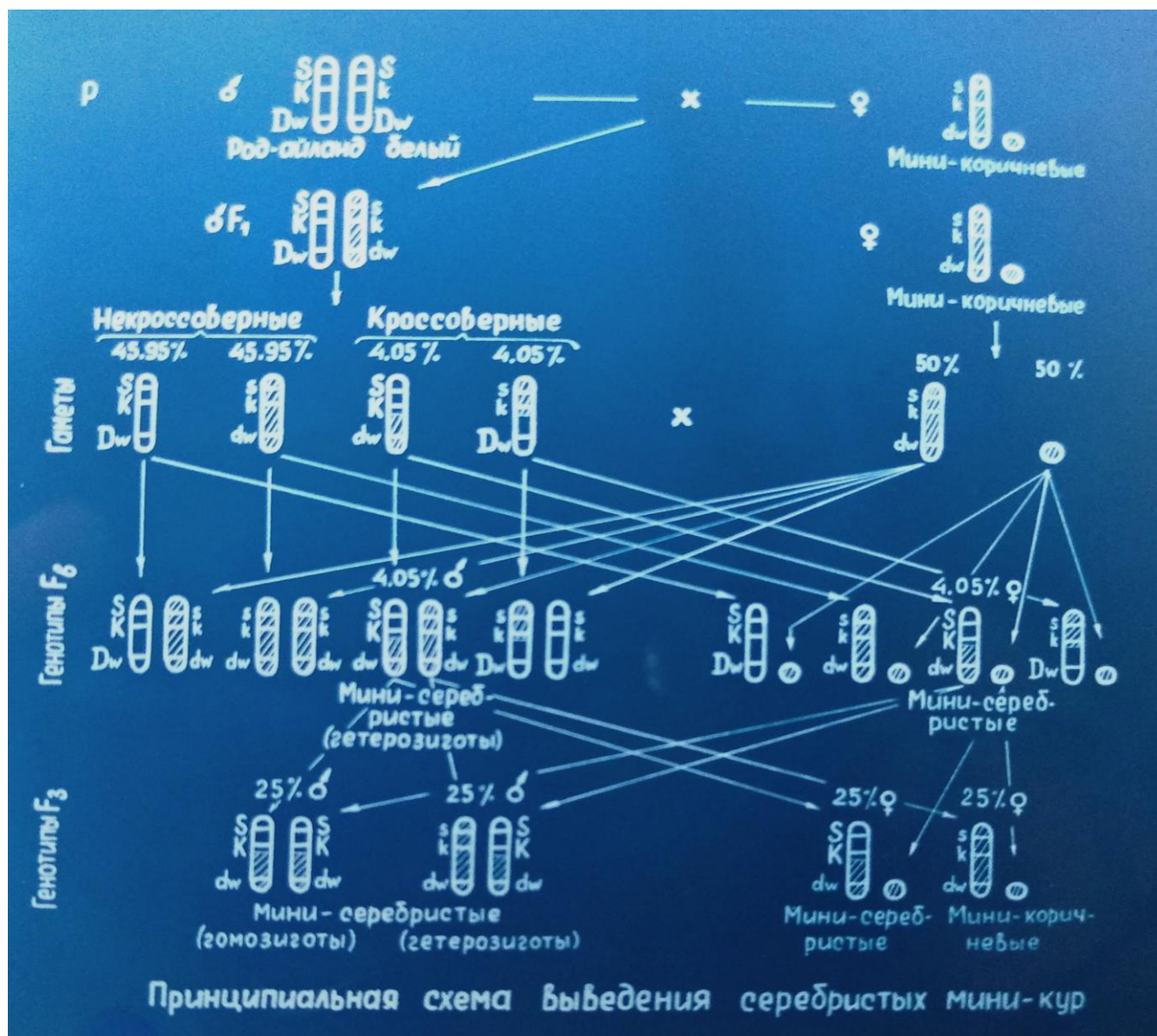


Рис.60. Схема выведения серебристых мини-кур

Таким образом, можно констатировать, что скрещивание петухов любых пород с колумбийской золотистой окраской оперенья и кур с колумбийской серебристой расцветкой оперенья всегда обеспечивает четкие половые различия курочек (золотисто-коричневые) и петушков (серебристо-желтые), что, в свою очередь, позволяет операторам абсолютно точно и быстро сексировать цыплят.

Фенотипические различия гибридных курочек и петушков по признаку “серебристость-золотистость” окраски пуха, проявляющиеся на фоне ингибитора черного пигмента I. В последнее время в Украине распространена цветная птица восьми импортных аутосексных кроссов яичных кур, несущих яйца с коричневой скорлупой (“Хайсекс браун”, “Ломанн браун”, “Хай-Лайн браун”, “Иса браун”, “Шейвер-579”, “Бованс коричневый”, “Тетра-SL”, “Доминант-102”). Все эти кроссы “сконструированы” на базе 4-х синтетических линий пород красный и белый род-айланд, а их финальные гибриды лишь незначительно различаются между собой по продуктивности и жизнеспособности. Типичным представителем группы цветных кроссов кур является кросс “Ломанн браун”, которым с 1985 года был укомплектован племзавод “Рудня” Киевской области.

Для получения разнополоокрашенных гибридных цыплят кросса “Ломанн браун” проводят скрещивание золотисто-коричневых петухов (*s/s*) отцовской родительской формы с серебристо-белыми курами (*S/-*) материнской родительской формы. В суточном возрасте петушки финального гибрида имеют светло-серебристый пух (*S/-*), а курочки - золотисто-палевый (*s/-*). Поскольку у гибридных цыплят аутосомный генотип (*Co/co I/i ey/e+*) не оптимален для экспрессии маркеров пола *S* и *s*, то данное скрещивание не для всех гибридных птенцов обеспечивает четкую фенотипическую дифференциацию серебристой и золотистой окраски пуха. В связи с этим идентификация пола колорсексных цыплят в современных коммерческих кроссах оказалась более трудной, чем в классическом скрещивании ♂ красный род-айланд х ♀ светлый суссекс, где все курочки (*s/-*) имеют однотонно-коричневую, а петушки (*S/s*) — однотонно-светлую окраску пуха.

Прежде всего затруднения в определении пола цыплят связаны с более светлой (палевой) окраской пуха у курочек, что, в свою очередь, уменьшает цветовые различия полов. Осветление гибридных курочек обусловлено присутствием в их генотипе неполнодоминантного ингибитора эумеланина *I*, который удаляет из пуха цыплят черный и коричневый пигменты, оставляя при этом красный и золотистый. Поэтому гибридные курочки и приобретают палевую, а не коричневую окраску пуха.

Кроме того, наряду со светло-желтыми петушками и однотонно-палевыми курочками выщепляется большое количество промежуточных фенотипов (поперечно-полосатых расцветок), которые также сильно затрудняют сортировку цыплят по полу (рис. 61). Такие промежуточные феноварианты среди курочек и петушков возникают за счет взаимодействия неполнодоминантного ингибитора черной окраски *I* с рецессивными аллелями *ey* (пшеничная окраска) и *e+* (дикий тип с продольно-полосатым рисунком). Высокая гетерозиготность белых род-айландов по локусу *Co* и генам-модификаторам также вносит значительную генотипическую компоненту в общее фенотипическое разнообразие расцветки пуха колорсексных цыплят.

Как видно из рис. 61, примерно у половины гибридных цыплят проявляется продольная полосатость на спине и голове. У петушков темные полосы проступают на белом фоне, а у курочек — белые полосы хорошо видны на красном фоне, причем интенсивность окраски полос и их количество заметно варьирует у разных особей. Некоторые курочки (2 — 5 %) настолько осветлены, что их ошибочно можно принять за петушков. Наличие широкого полиморфизма окраски и рисунка пуха среди самцов и самок финального гибрида снижает точность визуального сексирования цыплят, которая колеблется у

разных цветных кроссов кур от 96 до 99 % при скорости сортировки около 3,5 тыс. гол./час.

Широкое разнообразие расцветок пухового покрова петушков и курочек затрудняет идентификацию пола молодняка, поэтому операторы-сортировщики на базовых курсах должны приобрести надежные практические навыки для достижения высокой точности колорсексирования цыплят в производственных условиях. Для облегчения визуального восприятия феновариантов петушков и курочек приведена обобщенная схема различных типов окрасок суточного колорсексного молодняка (рис. 61). Ниже также даем описания четырех основных типов окрасок пухового покрова у петушков и курочек. В скобках указаны вариации частот встречаемости фенотипов петушков и курочек среди колорсексного молодняка современных цветных кроссов яичных кур.

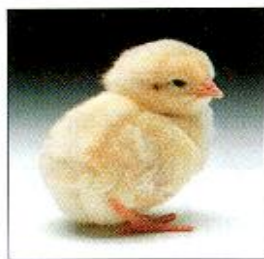
Фенотипы петушков:

1. Спина и голова светло-желтые, без полос (65 — 85 %).
2. Светло-желтые с двумя узкими коричневыми полосами на спине (8 — 20 %).
3. Светло-желтые с четырьмя узкими коричневыми полосами на спине (4 — 10 %).
4. Светло-желтые со слабопроступающим (размытым) продольно-полосатым рисунком “дикого” типа на дорзальной поверхности цыпленка (3 — 6 %).

ПІВНИКИ



В більшості білі



інколи мають
неяскраву смужку
на світлому фоні



або дві
окремні смужки
з коричневою
окантовкою



інколи одну
темну смужку
на середині спинки

КУРОЧКИ



Більшість курочок
коричневого
кольору
з однією світлою
смужкою на спинці



або рівномірного
коричневого
забарвлення



інколи мають
одну широку
світлу смужку
з коричневою
окантовкою



або рідше —
голівка коричневого
кольору
та більш світлий
колір решти пуху

Рис. 61. Фенотипы колорсексных гибридных цыплят кросса “Ломанн браун”

Фенотипы курочек:

1. Палевая (светло-коричневая) окраска пуха с центральной широкой светлой полосой, проходящей от головы к спине, с двумя узкими полосами по бокам (60 — 80 %).
2. Равномерно-коричневая окраска спины и головы (15 — 30 %).
3. Общий окрас более светлый, чем у курочек первого фенотипа, широкая светлая полоса на спине имеет коричневую окантовку (5 — 10 %).
4. Желтые, с коричневой окраской пуха вокруг клюва и глаз (1 — 2 %).

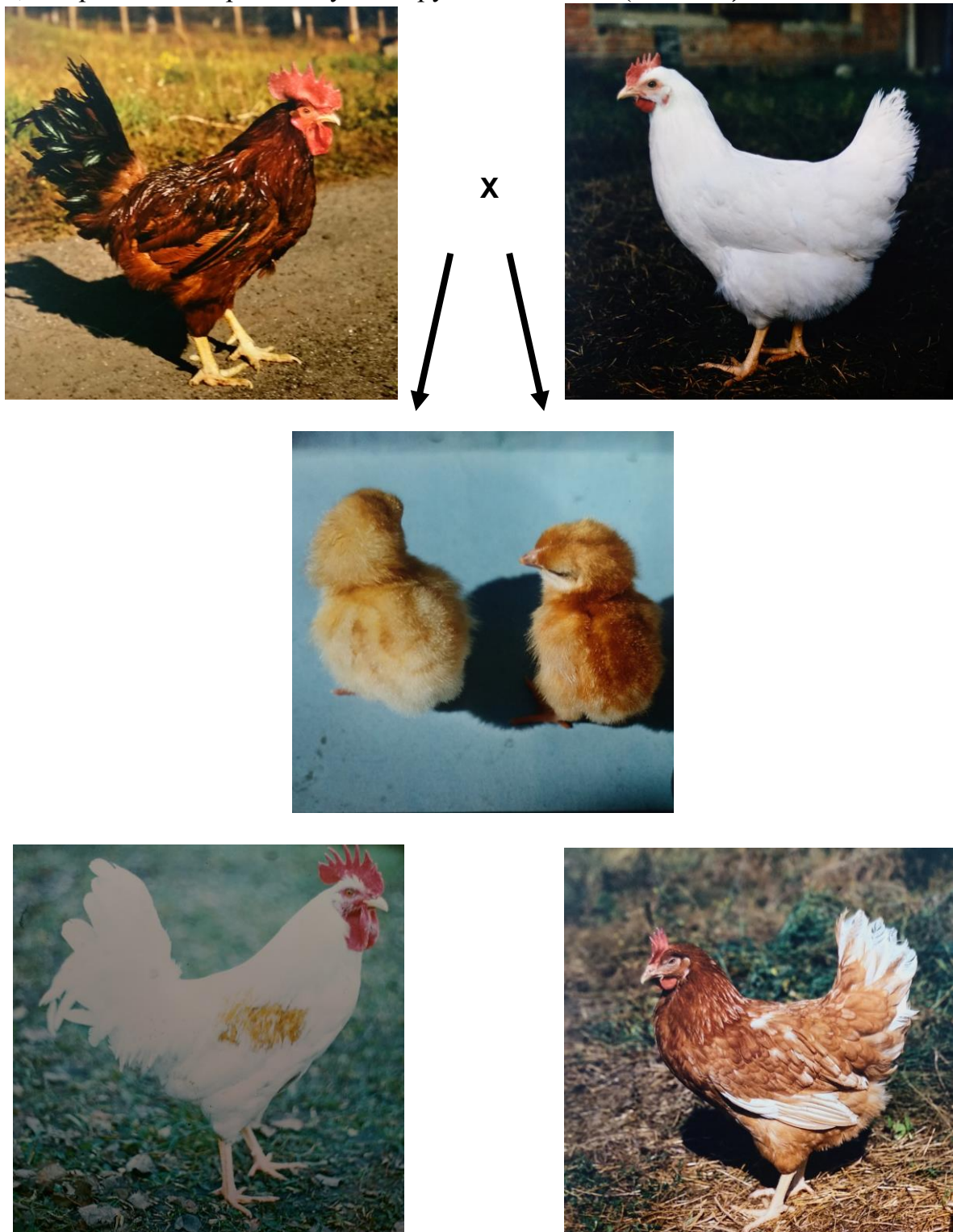


Рис.62.Аутосексный кросс яичных кур «Борки–колор»

На рис. 62 показаны родительские формы и колорсексные цыплята созданного в ИП УААН на базе отечественного и импортного генофонда двухлинейного кросса яичных кур «Борки–колор». Отцовская линия кросса - род-айланд красный, материнская линия – род-айланд белый. Точность сексирования цыплят по системе аллелей *S – s* составляет около 98 %.

Таким образом, можно заключить, что наличие в генотипе гибридных цыплят доминантного ингибитора черного пигмента *I* уменьшает половые различия в окраске пуха молодняка и, тем самым, снижает точность его сексирования на 2-3 % по сравнению с колумбийскими колорсексными гибридами кур.

Использование аутосексинга в процессе эксплуатации цветных кроссов яичных кур. По своей сути современный четырехлинейный аутосексный кросс яичных кур представляет собой ресурсосберегающую высокоэффективную биологическую “машину”, основная задача которой — обеспечить высокую рентабельность и конкурентоспособность конечного продукта (пищевые яйца). На разных этапах ступенчатой гибридизации исходных линий и родительских форм четырехлинейного кросса для получения финальных несушек применяются различные методы определения пола суточного молодняка (рис. 44). Однодневные цыплята исходных линий и прародительских форм из-за отсутствия маркеров пола сексируются исключительно японским методом (вентсексинг). У суточного молодняка родительских форм пол определяется по скорости развития оперения крыла (федерсексинг), а у финального гибрида - по цвету пуха на спинках цыплят (колорсексинг).

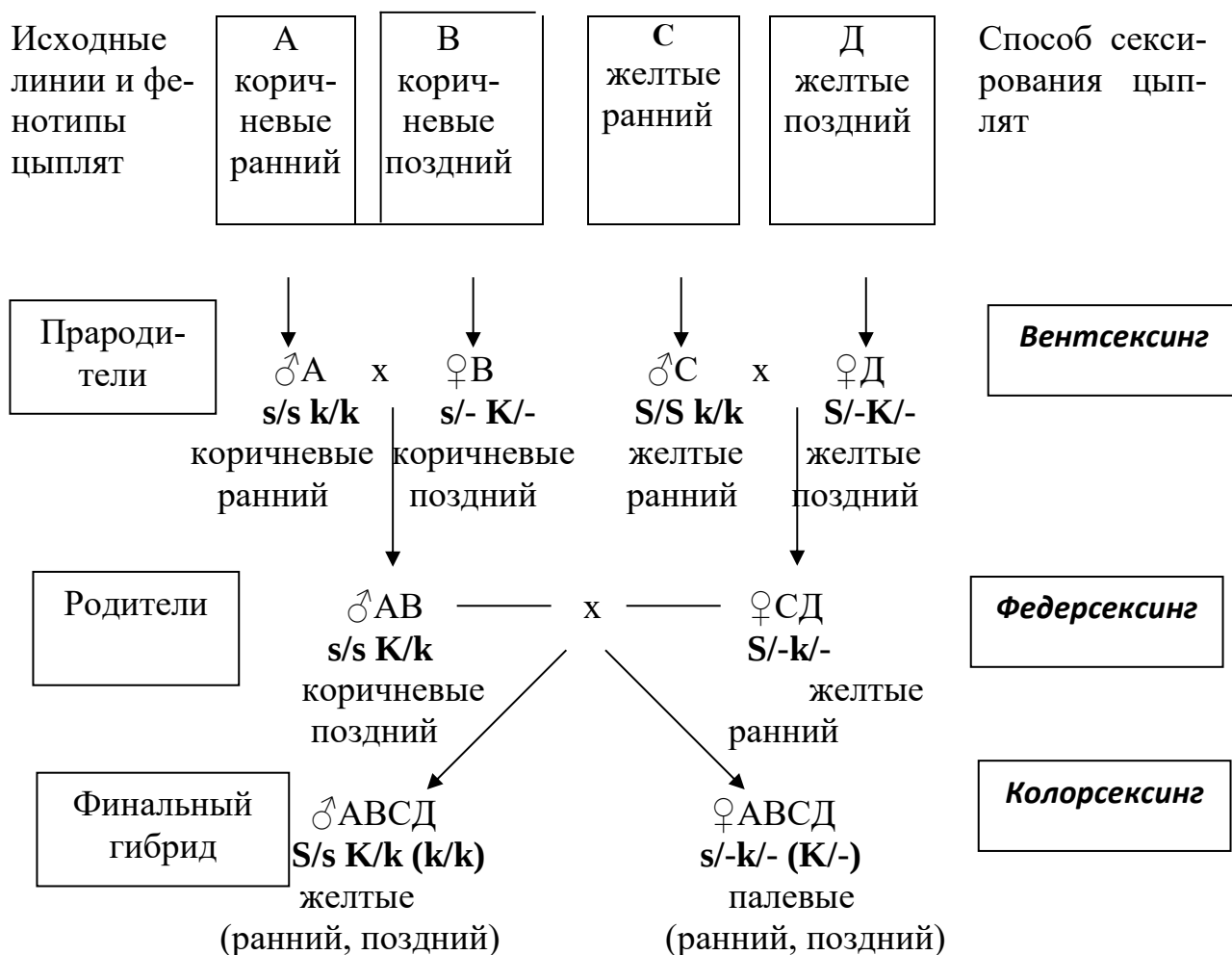


Рис. 63. Структурная схема 4-линейного аутосексного кросса яичных кур

Комплектование родительского стада кур колорсексных кроссов имеет свои особенности. Поскольку у петухов окраска оперения темно-коричневая, а у кур - чисто белая, то в первые несколько недель совместного содержания взрослые самцы и самки настороженно относятся друг к другу из-за разного цвета оперения. Спаривания между ними происходят поначалу очень редко, часто возникают драки. Все это снижает продуктивность и жизнеспособность птицы, а также оплодотворенность инкубационных яиц.

Чтобы избежать указанных выше негативных явлений, Т.Пахомова с соавт. [93] разработала новый способ комплектования родительского стада колорсексных кроссов кур, в основу которого положено явление цветового импринтинга у молодняка. Для реализации предложенного способа золотисто-коричневых петушков и серебристо-светлых курочек с суточного до 50-дневного возраста выращивают вместе в соотношении 1:10, после чего петушков отсаживают в отдельное помещение. Комплектование родительского стада проводят при достижении птицей 140-дневного возраста (соотношение самцов и самок 1:10). Куры, импринтированные на цвет петухов с суточного возраста, не проявляют к ним агрессии и с первых же дней совместного содержания начинают спариваться. Более комфортная “социальная” обстановка, складывающаяся между самцами и самками в стаде, приводит к существенному повышению яйценоскости кур, жизнеспособности птицы, а также к увеличению оплодотворенности яиц и выхода суточных цыплят финального гибрида.

Автоматический колорсексинг. В 1992 г. Ю.Бондаренко и П.Кутнюк с помощью переносного денситометра ДО-1 измерили интенсивность пигментации окраски пуха суточных цыплят трех аутосексных комбинаций кур, сексирующихся по системе аллелей **S-s** (“серебристость-золотистость”). Авторы выявили статистически высокодостоверные ($P < 0,001$) половые различия по оптической плотности в окраске пуха у гибридных светло-желтых петушков и коричневых или палевых курочек. На основании полученных экспериментальных данных был сделан вывод о возможности автоматизации процесса сортировки цыплят по цвету пуха с помощью фотомеханических устройств [92]. Позже эта идея была технически реализована французскими исследователями фирмы “Брейл”, которые разработали способ и устройство для автоматического сексирования колорсексных цыплят.

Фенотипические различия гибридных курочек и петушков по системе аллелей В-в. Получение меченых по полу цыплят осуществляется также путем использования доминантного гена полосатой окраски оперения (**В**) и его рецессивного аллеля одноцветной окраски (**в**). Сцепленный с полом признак полосатости проявляется в окраске оперения калифорнийских серых, полосатых плимутроков, шотландских серых, амроксов, миниполосатых и североголландских голубых кур. Все перечисленные выше породы вводятся в колорсексное скрещивание с материнской стороны. В качестве отцовской формы при получении аутосексных по **В**-локусу цыплят можно использовать любую неполосатую (лучше чернookрашенную) породу кур: австралорп черный, минорка, ереванская черная, падуан черный, род-айланд красный, суссекс красный, полтавская глинистая и др. Все гибридные цыплята F_1 от этих скрещиваний имеют черную окраску пухового покрова спины и головы, однако у петушков (**В/в**), в отличие от курочек (**в/-**), на затылке имеется белое пятно несколько продолговатой формы: поперечный диаметр пятна - 3 мм, продольный — 4,5 мм (рис. 45). После того, как у молодняка сформируется ювенальное оперение, становится видно, что гибридные петушки унаследовали фенотип матери (полосатые), а гибридные курочки — фенотип отца (неполосатые). Ниже показаны цыплята, полученные от колорсексного скрещивания с участием генов полосатой (**В**) и сплошной (**в**) окраски оперения.

Точность определения пола гибридных цыплят по наличию-отсутствию светлого пятна на голове достигает 100 % при скорости сексирования около 4-х тысяч голов в час. Единичные ошибки в определении пола колорсексных по системе **B-b** цыплят чаще всего возникают по причине существования небольшого количества самцов с очень маленьким трудноразличимым светлым пятном на голове (поперечный диаметр светлой зоны пятна меньше 1,5 мм), которых оператор ошибочно диагностирует как самок. Таких особей в каждой выборке гибридных цыплят встречается от 1 до 2 %. Однако, если сексирование молодняка проводить не очень быстро и при хорошем освещении, то ошибок можно избежать.

В настоящее время в мировом птицеводстве используется ряд высокопродуктивных колорсексных кроссов яичных кур, у которых отцовские формы представлены линиями породы красный род-айланд, а материнские формы — синтетическими линиями птицы с черно-полосатым рисунком оперения (“Бованс черный”, “Декальб черный”, “Бибкок”, “Харко черный”, “Доминант черный”, “Доминант голубой”). Суточный молодняк финальных гибридов этих кроссов можно легко сортировать по полу в зависимости от наличия белого пятна на голове у петушков или же его отсутствия у курочек.

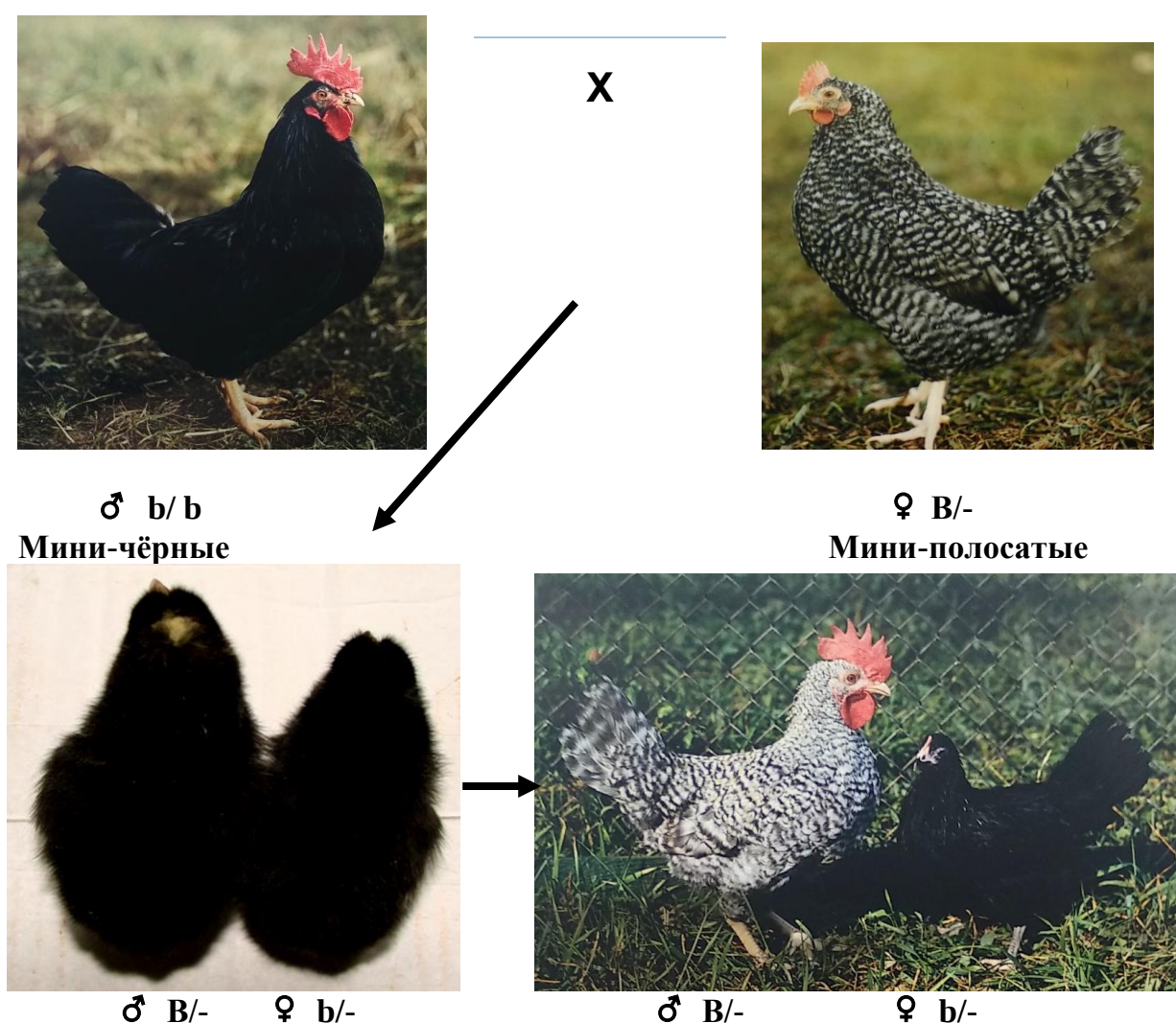


Рис. 64. Колорсексные цыплята, полученные от скрещивания черных мини-петухов с черно-полосатыми мини-курами (у суточного петушка светлое пятно на голове)

Безошибочно можно определять пол колорсексных цыплят при скрещивании любых не полосатых петухов с черно-полосатыми курами (рис.65-67.)

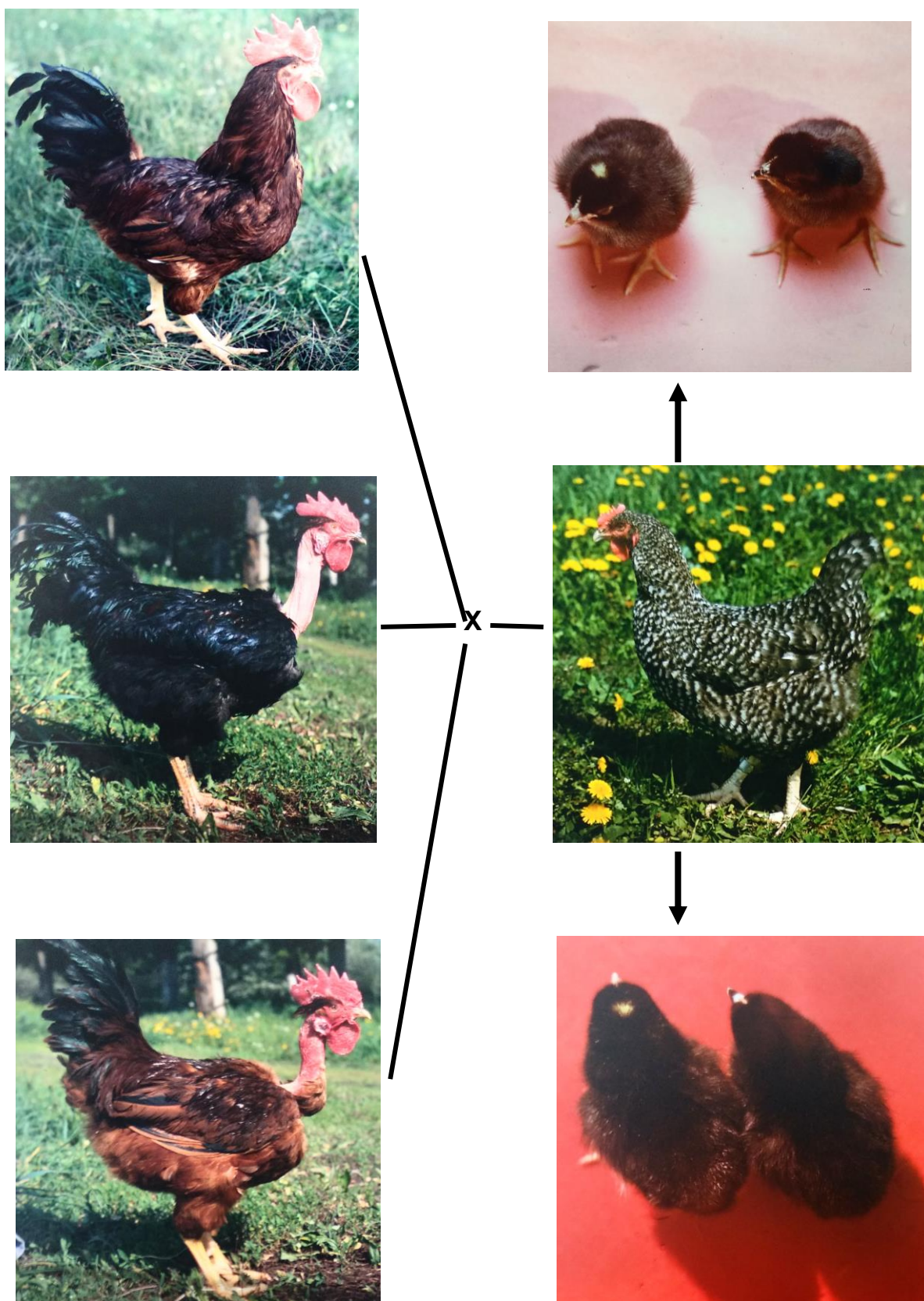


Рис.65. Колорсексные скрещивания кур (система аллелей **B-b**)



Рис.66. Колорсексный кросс яичных кур «Доминант чёрный Д-109»



Рис.67. Колорсексный кросс яичных кур «Доминант чёрный Д-149»

Аутосексные породы и популяции кур с двойной колорсексностью. У всех аутосексных пород кур (легбар, камбар, брусбар и др.) в качестве маркера пола используется ген **В**, который на фоне аллелей **е+**, **еb** или **еу** вызывает различную экспрессию признака “полосатость оперения” у взрослых самцов и самок. Эффект дозы неполнодоминантного гена **В** четко проявляется уже в суточном возрасте, что позволяет безошибочно сексиро-

вать цыплят аутосексных пород по окраске пуха (петушки - светлые, с размытым диким рисунком, а курочки - темные, с четкими продольными полосами на спине и светлым пятном на затылке).

Идея аутосексирования сельскохозяйственной птицы получила свое дальнейшее развитие в Институте птицеводства УААН, где были разработаны генетические основы и методические приемы синтеза диколорсексных генотипов, детерминирующих четкие половые различия в расцветке пухового покрова цыплят как при гибридизации, так и при разведении диаутосексной птицы “в чистоте” [89, 94, 95]. В частности, были созданы золотистая и серебристая разновидности диаутосексного леггорна, которые полностью консолидированы по аллельному составу сцепленных с полом **В**- и **S**- локусов и поэтому наделены двойной аутосексностью суточного молодняка.

Для понимания механизма возникновения четкого полового диморфизма цыплят диаутоксексного леггорна в начале рассмотрим по отдельности действие гена **В** и аллельной серии **S-s** на формирования расцветки пуха и пера у созданных нами популяциях карликовых и обычных кур [30].

Локус В. Полосатые мини-куры были выведены путем межпородного скрещивания мини-белых леггорнов и красных род-айландов с последующим применением рекомбинационного и селекционного методов. Половозрелые куры и петухи этой разновидности характеризуются четким половым диморфизмом в окраске оперения – самцы светлее, чем самки (рис. 68).



Рис.68. Мини-полосатые куры (самец слева)

Половые различия в окраске оперения (диморфизм) обусловлены действием сцепленного с полом неполнодоминантного гена **В**, который ритмично, через равные промежутки времени, ограничивает синтез черного пигмента (эумеланина) в каждом перье. Поскольку самки (**В**/-) содержат только одну дозу гена **В**, то и отложение чёрного пигмента в их перьях тормозится примерно в два раза слабее, а тёмные полосы получаются значительно шире, чем белые (рис.68). У мини-полосатых петухов (**В**/**В**) белые полосы на перьях такой же ширины, как и чёрные полосы, поэтому всё оперение у самцов получается осветлённым (рис.69).

Фенотипический эффект дозы гена **В** чётко прослеживается в окраске пуха дорзальной части тела (голова и спина). Вследствие действия доминантного аутосомного гена **Е** пуховой покров суточных цыплят окрашен в черный цвет, на котором чётко выделяется светлое пятно на затылке. Однако у петушков оно большего размера (диаметр 12-18 мм), неправильной формы и нечётко очерчено. У курочек пятно на голове имеет меньшие раз-

меры (диаметр 3-13 см), правильной формы и чётко очерчено. Кроме того, у них окраска пуха на спине всегда чёрная, а у петушков, как правило, светлее (рис.70).



Рис.69. Перья полосатых мини-кур
(2 слева-самца, 2 справа-самки)



Рис.70. Колорсексные цыплята
(у петушка светлое пятно больше)

При определении пола у суточного молодняка полосатых мини-кур (и любой другой чёрно-полосатой породы) следует использовать эти два фенотипических критерия пола, которые в значительной степени коррелируют между собой и обусловлены эффектом дозы гена **В**. Однако, поскольку существует «зона перекрывания» мужских и женских фенотипов, точность определения пола по величине пятна на голове и интенсивности тёмной окраски спины составляет только 88-92% при скорости сексинга около 2 тыс.гол/час.

Точность определения пола цыплят чёрно-полосатых пород кур может быть повышена путем соответствующей селекции по генам-модификаторам. Так, низкий показатель аутосексирования молодняка полосатых мини-кур (72,6%) в F_9 , которые к тому времени были уже консолидированы по основным генам меланогенеза, указал на необходимость усиления их полового диморфизма селекционным способом. Для этого, среди суточного молодняка F_{10} , F_{11} и F_{12} был проведен дизруптивный половой отбор «светлых» самцов и «темных» самок, который осуществлялся следующим образом. Все суточные цыплята (независимо от пола) распределялись на три равные группы: «светлые», «промежуточные» и «темные», после чего модальная часть выборки (с промежуточным размером пятна и средней интенсивностью окраски спины) выбраковывалась. Особи крайних классов индивидуально кольцевались и передавались на выращивание. В 5-месячном возрасте самцы и самки мини-полосатой разновидности дополнительно фенотипировались по окраске оперения, после чего селекционные гнезда комплектовались только петушками из «светлой» - и курочками из «тёмной» групп.

В результате проведенного группового дивергентного отбора суточного молодняка по окраске пуха и последующего группового контрастного подбора самцов и самок, степень выраженности полового диморфизма как цыплят, так и взрослых особей, существенно возросла. Так, при фенотипировании 144 цыплят F_{13} было допущено только 11 ошибок, что обеспечило точность распознавания пола на уровне 92,4% [30].

Последующий дивергентный отбор суточного молодняка по фенотипическим признакам пола (в F_{13} - F_{15}) не повысил точность его аутосексирования, что, по-видимому, объясняется достижением значительной гомозиготности по генам-модификаторам – усилителям полового диморфизма в расцветке пухового покрова цыплят.

С первых лет работы с популяциями цветных мини-кур мы использовали их в маркирующих пол скрещиваниях как между собой, так и с другими линиями птицы обычной живой массы [30].

Локус S. Фенотипический эффект сцепленной с полом серии аллелей серебристость **S** – золотистость **s** рассмотрим на примере серебристого леггорна («зарянок»), юрловских голосистых кур и мини-куропатчатых кур. Алельная пара **S-s** в сочетании с некоторыми аутосомными генотипами тоже проявляет эффект дозы гена, который, в свою очередь, формирует половой диморфизм в окраске пуха цыплят и оперении половозрелых особей. Так, у суточных петушков серебристого леггорна с консолидированным аутосомным генотипом (**e+/e+ i/i co/co**) фоновая серебристо-серая окраска пуха и продольно-полосатый («дикий») рисунок на спине заметно светлее, чем у курочек (рис.71). Однако, зона перекрытия «мужских» и «женских» фенотипов очень большая, поэтому точность аутосексирования цыплят составляет только 73,0%.



Рис.71. Аутосексные цыплята серебристого леггорна (петушки слева)



Рис.72. Петух и курица серебристого леггорна («зарянки»)

У взрослых особей рисунок оперения соответствует стандартному дикому типу, но не на золотистом, а на серебристом фоне (рис.72). Петухи имеют белую голову, шею и спину, а всё остальное оперение у них чёрное. Перьевой покров кур содержит в основном тёмно-серый пигмент, на фоне которого выделяется серебристо-белая шея и лососевая грудь (рис.72).

Юрловские голосистые куры и петухи несут в своём генотипе ген чёрной окраски E^R , который не позволяет проявиться эффекту дозы гена серебристости в полной мере. Однако, суточные цыплята этой породы имеют светлую окраску пуха на брюшке. У петушков вследствие двойной дозы гена S нижняя часть тела заметно светлее, чем у курочек (рис.73). Однако, точность определения пола цыплят по этому признаку низкая – 71%. Взрослые петухи также имеют половые различия с самками. У них более светлое оперение шеи (рис.74).

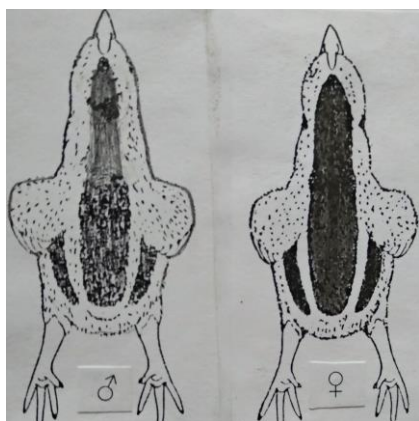


Рис. 73. Юрловские голосистые цыплята (самец слева)

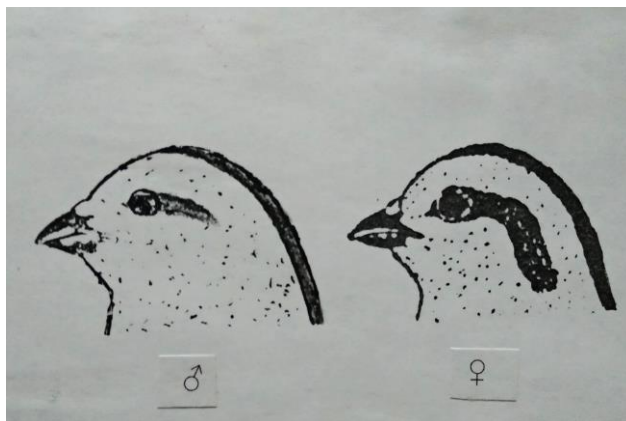


Рис.74. Юрловские голосистые куры

Ещё один пример частичной аутосексности цыплят продемонстрируем на молодняке и взрослых особях мини-куропатчатых кур. У суточного молодняка различная расцветка петушков и курочек обусловлена эффектом дозы сцепленного с полом рецессивного аллеля золотистости s , экспрессирующего на фоне генотипа $e+/e+$ (поперечно-полосатый рисунок дикого типа). При этом в качестве маркеров пола можно использовать две зоны полового диморфизма - широкую центральную полосу на спине и узкую полоску возле глаз. У курочек центральная полоса на спине, как правило, темно-коричневая, четкая, а у петушков - более светлая и расплывчатая (рис. 75 а, б). Кроме того, у женских особей по бокам головы отчетливо проступает узкая темно-коричневая полоса, которая тянется от глаза к затылку. У самцов такие полосы более короткие и светлые, или же их совсем нет (рис. 76). Учитывая интенсивность продольно-полосатого рисунка пуха на спине и голове, можно



а



б

Рис.75. Цыплята популяции мини-куропатчатые
(а - вид сверху, б - вид сбоку, самец слева)



Рис. 76. Цыплята мини-куропатчатой разновидности (слева – самец, справа- самка)



Рис77. Половозрелые самец и самка мини-куропатчатой разновидности
(слева – петух, справа- курица)

определять пол цыплят с точностью 80-83 % [30]. У взрослых самцов и самок половой диморфизм в расцветке оперения также хорошо выражен. Петухи имеют золотисто-коричневую голову, шею и спину, а все остальное оперение у них черное. Расцветка самок более скромная: темно-серая с желто-розовой ("лососевой") грудью (рис.77).

Аддитивный эффект локусов В и S. Суммарный эффект аллелей локусов **В** и **S**, во взаимодействии с аутосомным генотипом **e⁺/e⁺**, приводит к существенному усилению контраста в окраске пуха у курочек и петушков. Это, в свою очередь, позволяет безошибочно определять пол цыплят созданных нами разновидностей диаутосексного леггорна.

При разведении аутосексного леггорна «в чистоте» суточный молодняк выводится с четко выраженными половыми различиями в расцветке пухового покрова (точность сексинга 100%). У петушков серебристой разновидности (**B/B S/S e⁺/e⁺**) окраска пуха намного светлее, чем у курочек (рис. 78). Продольно-полосатый рисунок у них нечеткий, размытый. Двойная доза генов **В** и **S**, в сочетании с аллелем **e⁺**, обуславливает распространение светлого затылочного пятна по всему телу, что и вызывает сильное осветление пухового покрова дорзальной поверхности у петушков (рис.78).



а



б

Рис.79. Цыплята серебристого диаутосексного леггорна
(а - вид сверху, б – вид спереди) (слева – петушок, справа – курочка)



а



б

Рис.80. Цыплята золотистого диаутосексного леггорна
(а - вид сверху, б – вид спереди) (слева – петушок, справа – курочка)

Ниже приведены генетические формулы наследственных факторов, которые детерминируют ярковыраженный половой деморфизм в окраске пуха цыплят и оперение взрослых особей при разведении птицы в «чистоте» (рис. 81).

- ♂ $B/B \ S/S \ C/C \ e+/e+ \ co/co \ i/i$
- ♀ $B/- \ S/- \ C/C \ e+/e+ \ co/co \ i/i$
- ♂ $B/B \ s/s \ C/C \ e+/e+ \ co/co \ i/i$
- ♀ $B/- \ s/- \ C/C \ e+/e+ \ co/co \ i/i$

У цыплят продольно-полосатый рисунок пуха на общем серебристо-сером или золотисто-соломенном фоне. Петушки значительно светлее курочек.



Рис.81. Генетика колорсексинга цыплят

Напротив, у курочек ($B/- \ S/- \ e+/e+$), которые несут в своей половой хромосоме только одну дозу генов **B** и **S**, эмбриональный пух дорзальной поверхности тела характеризуется четкой темно-коричневой полосатостью, на фоне которой хорошо выделяется светлое затылочное пятно. У серебристой разновидности аутосексного леггорна фоновая окраска пуха молодняка серебристо-серая, а у золотистой - соломенно-коричневая ($B/B \ s/s \ e+/e+$ и $B/- \ s/- \ e+/e+$). Четкие половые различия цыплят по окраске пуха позволяют безошибочно определять их пол со скоростью около 7 тыс. гол./час, что делает этот тип колорсексности весьма перспективным для автоматического определения пола чистопородного молодняка с помощью фотомеханических устройств.

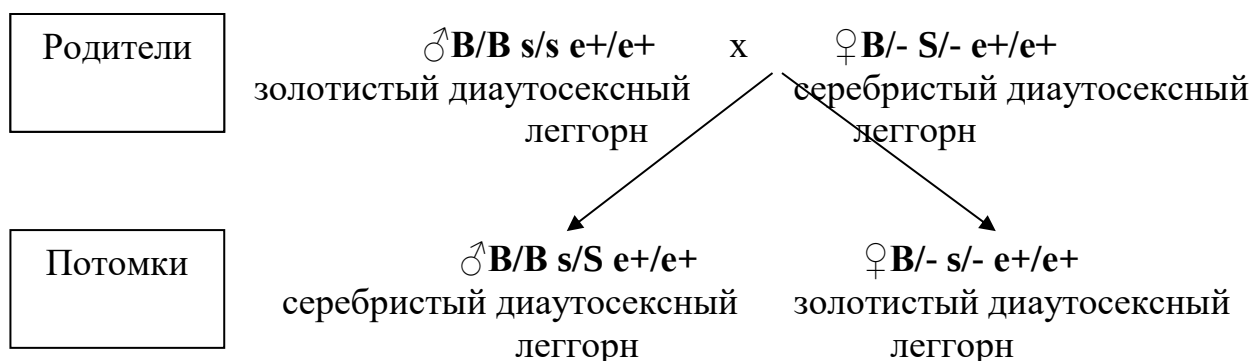


Рис. 82. Петух и курица серебристого аутосексного леггорна

Взрослые куры и петухи двух разновидностей диаутосексного леггорна имеют окраску оперения дикого типа, на фоне которой хорошо заметна поперечная полосатость каждого темного пера. У петухов серебристого диаутосексного леггорна голова, шея и спина серебристо-белые (рис. 82). У самцов же золотистой разновидности диаутосексного леггорна эти области оперения окрашены в золотисто-коричневый цвет. Расцветка оперения у самок обеих разновидностей менее контрастна — темно-серая с желто-розовой грудью и золотисто-соломенными (золотистая разновидность) или же серебристо-белыми перьями на шее (серебристая разновидность) (рис. 82). Схема выведения двух разновидностей диаутосексного леггорна представлена на рис. 83.

Генетическая природа созданных популяций диаутосексного леггорна обеспечивает безошибочное колорсексирование цыплят не только при разведении «в чистоте», но и при скрещивании птицы этих популяций как между собой, так и с петухами любых пород с золотисто-коричневой или черной (но не белой) окрасками оперения. Ниже на схемах даны три варианта колорсексных скрещиваний с участием диаутосексного леггорна, а также приведены описания фенотипов гибридных аутосексных цыплят, полученных от этих скрещиваний.

Скрещивание №1

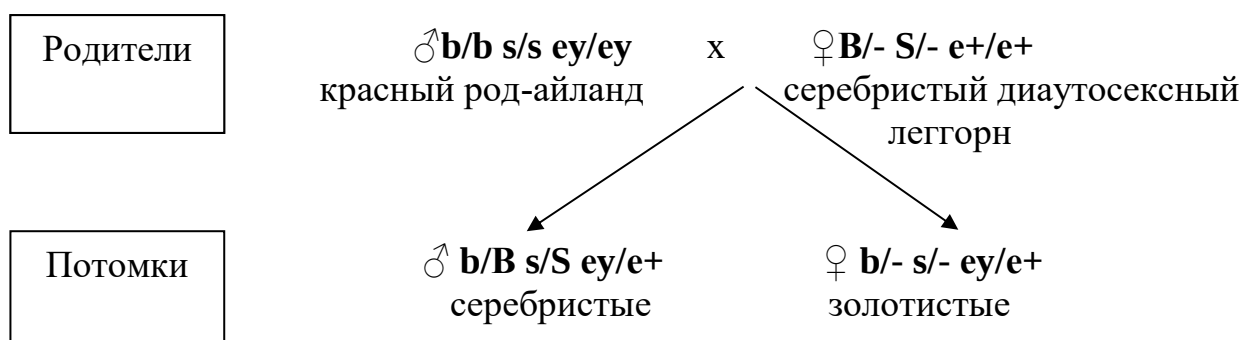


Формирование колорсексности цыплят осуществляется благодаря взаимодействию систем аллелей **B-b** и **S-s** на фоне следующего аутосомного генотипа:

$e+/e+ \ co/co \ C/C \ i/i \ bl/bl$

Гибридные петушки имеют на дорзальной поверхности тела размытый продольно-полосатый рисунок на серебристо-сером фоне. Общая окраска пуха у курочек — золотисто-соломенная с четко проступающим темно-коричневым продольно-полосатым рисунком на спине и голове.

Скрещивание №2



P	♂ B/B S/S E/E черно-полосатый леггорн x ♀ b/- s/- e⁺/e⁺ светло-коричневый леггорн
F₁	♂ B/b S/s E/e⁺ черно-полосатые (гетерозиготы) x ♀ b/- s/- e⁺/e⁺ светло-коричневый леггорн
F_B	Некроссоверные генотипы ♂ B/b S/s E/e⁺ черно-полосатые ♀ B/- S/- E/e⁺ черно-полосатые ♂ B/b S/s e⁺/e⁺ серебристый аутосексный леггорн (гетерозиготы) ♀ B/- S/- e⁺/e⁺ серебристый аутосексный леггорн ♂ b/b s/s E/e⁺ черные с красноватой спиной ♀ b/- s/- E/e⁺ черные с красноватой шеей ♂ b/b s/s e⁺/e⁺ дикий тип (золотистые) ♀ b/- s/- e⁺/e⁺ дикий тип (золотистые)
F_B	Кроссоверные генотипы ♂ B/b s/s E/e⁺ черно-полосатые с красноватой шеей ♀ B/- s/- E/e⁺ черно-полосатые с красноватой шеей ♂ B/b s/s e⁺/e⁺ золотистый аутосексный леггорн (гетерозиготы) ♀ B/- s/- e⁺/e⁺ золотистый аутосексный леггорн ♂ b/b S/s E/e⁺ черные ♀ b/- S/- E/e⁺ черные ♂ b/b S/s e⁺/e⁺ дикий тип (серебристые) ♀ b/- S/- e⁺/e⁺ дикий тип (серебристые)

Рис.83. Схема выведения двух разновидностей диаутосексного леггорна

Сексирование гибридных цыплят осуществляется под контролем аллелей **S-s** на фоне оптимального аутосомного генотипа:

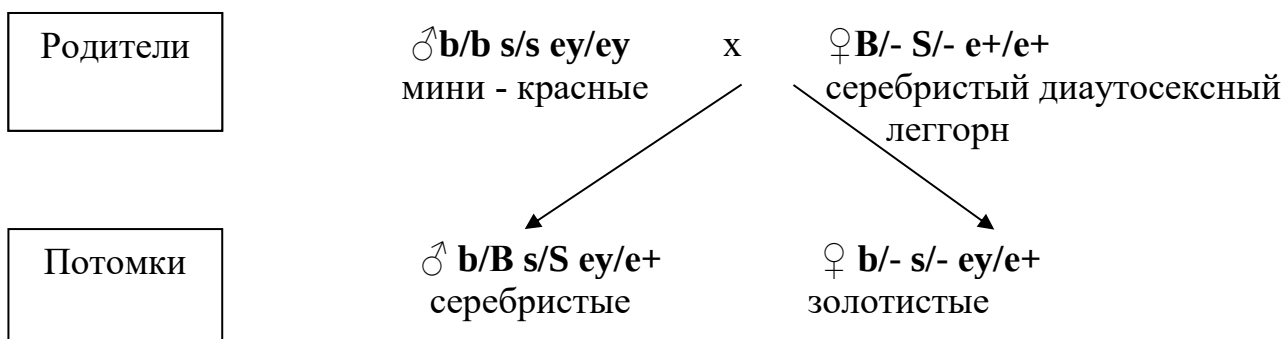
ey/e+ Co/co C/C i/i bl/bl

Колорсексные цыплята обоих полов характеризуются слабо проступающим (размытым) рисунком дикого типа, однако у петушков фоновая окраска пуха на спине серебристо-серая, а у курочек — золотисто-соломенная (рис. 48).



Рис.84. Гибридные цыплята, полученные от скрещивания красных род-айландов с самками серебристого диаутосексного леггорна

Скрещивание №3

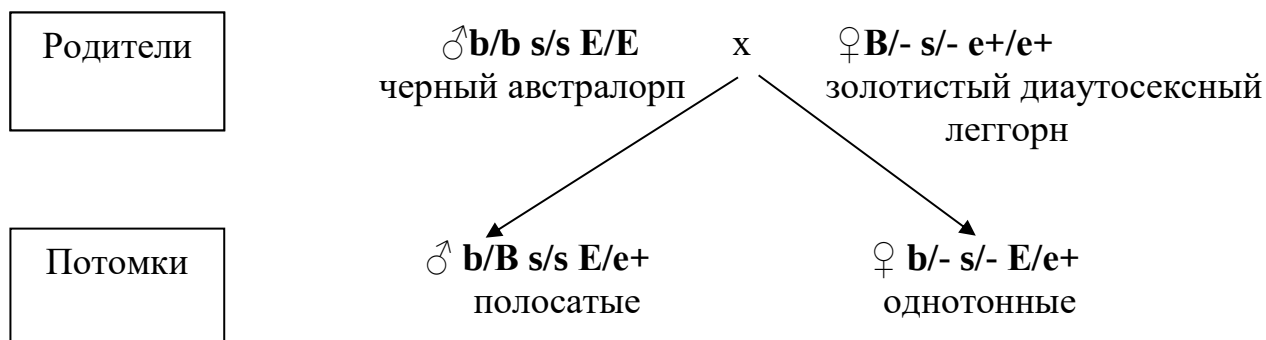


Сексирование гибридных цыплят осуществляется под контролем аллелей **S-s** на фоне оптимального аутосомного генотипа:

ey/e+ Co/co C/C i/i bl/bl

Колорсексные цыплята обоих полов характеризуются слабо проступающим (размытым) рисунком дикого типа, однако у петушков фоновая окраска пуха на спине серебристо-серая, а у курочек — золотисто-соломенная (рис. 48).

Скрещивание №4



Сексирование гибридных цыплят осуществляется благодаря экспрессии аллелей **B- b** на фоне следующего аутосомного генотипа:

E/e+ Co/co C/C i/i bl/bl

Аутосексные цыплята обоих полов характеризуются черным пухом, однако у петушков, в отличие от курочек, имеется светлое пятно на затылке.



Рис.85. Гибридные цыплята, полученные от скрещивания петухов чёрного австралорпа с самками золотистого диаутосексного леггорна

Позже в ИП УААН на базе серебристого диаутосексного леггорна и ряда промышленных коммерческих линий белого леггорна создана новая, более продуктивная линия яичных кур с двойной аутосексностью — “Борковская барвистая”, которая является материнской формой нового двухлинейного диаутосексного кросса яичных кур “Слобожанский-2А”(рис.88). Внешний вид петуха и курицы новой породы цветного леггорна «Бор-

ковская барвиста» показан на рис. 86. На рис. 87 представлены колорсексные цыплята новой синтетической линии «Борковская барвиста», которая, также как и популяция-фундатор (серебристого дияутосексный леггорн), обеспечивает 100%-ную точность распознавания пола птенцов по фенотипу пухового покрова.



Рис.86. Характеристика аутосексной породы яичных кур «Борковская барвистая»



Рис. 87. Цыплята дияутосексного серебристого леггорна
(слева — петушки , справа — курочки)

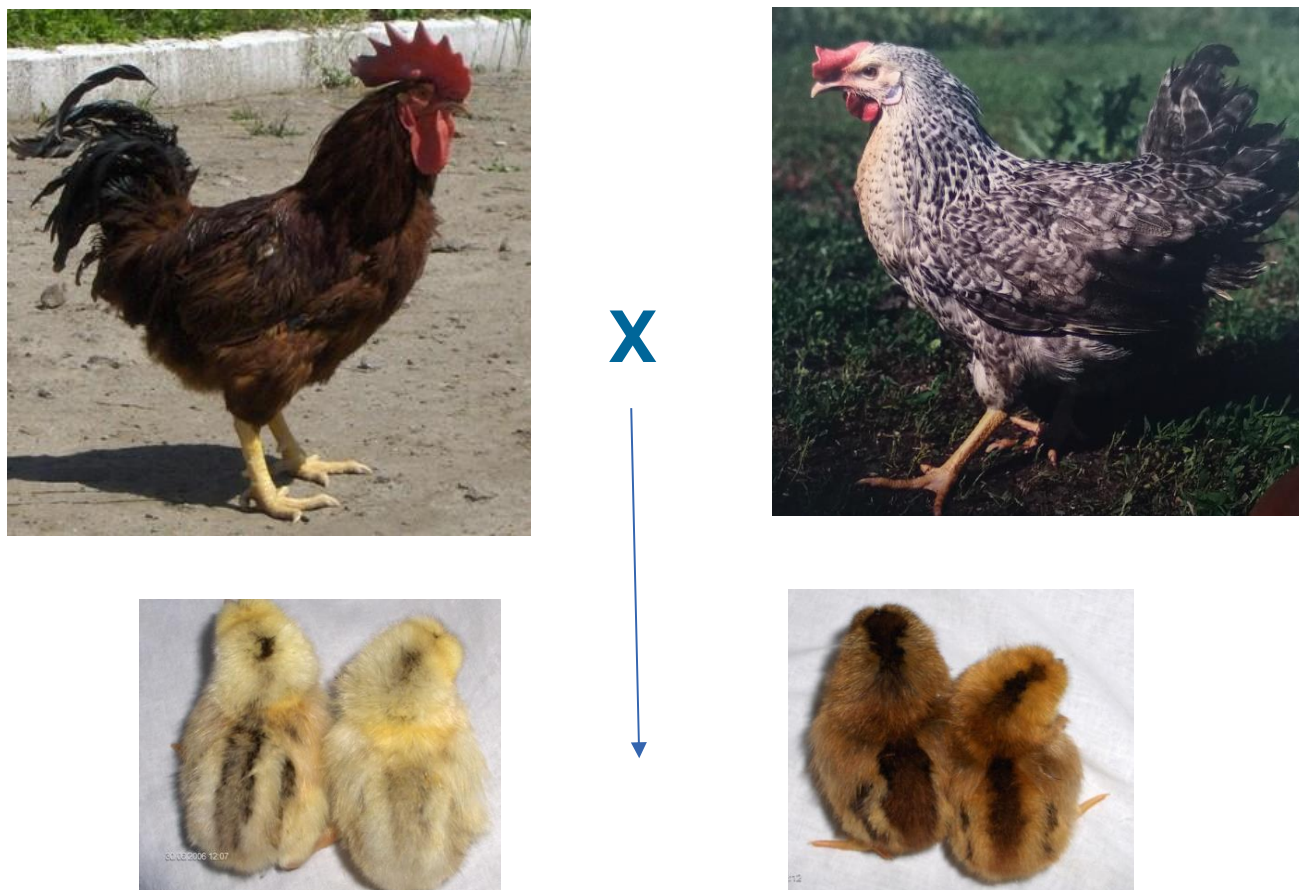


Рис. 88. Двухлинейные колорсексные кроссы яичных кур “Слобожанский-2А”

Резюме. Поскольку курица (*Gallus domesticus*) является удачным модельным объектом для генетических исследований всех видов сельскохозяйственных птиц, то описанные в этом разделе закономерности могут быть использованы при выведении диауто-сексных популяций других видов домашних и декоративных птиц. В частности, подобный генетический механизм двойной аутосексности был синтезирован нами при выведении диаутосексных популяции крупных белых гусей (см. раздел 2.1.).

1.5. Сравнительный анализ различных методов сексирования цыплят

Актуальность вопроса. В настоящее время все три мануальных метода определения пола цыплят (вентсексинг, федерсексинг, колорсексинг) повсеместно широко используются в практике инкубационной индустрии. Поэтому весьма актуальным представляется проверка сравнительной эффективности применения этих методов как для промышленного птицеводства, так и для поисковых научно-исследовательских работ.

Благодаря высокой плодовитости и огромному породному разнообразию домашние куры (*Gallus gallus domesticus*) давно стали излюбленным экспериментальным объектом генетиков. Часто в процессе проведения популяционно-генетических исследований на этом виде птицы возникает необходимость быстрого и точного определения пола у большого количества суточного молодняка и погибших в процессе инкубации эмбрионов. Для

этой цели можно использовать анатомический и японский методы, а также федер- и колорсексинг.

Перечисленные выше методы сексирования молодняка различаются между собой не только точностью и скоростью определения пола цыплят, но и особенностями применения.

Эффективность различных методов сексирования цыплят была проверена в лаборатории генетики Института птицеводства УААН на эмбрионах и молодняке 18-ти аутосексных сочетаний домашних кур [30,94]. Всего указанными методами был определен пол у 940 эмбрионов разного возраста, а также у 48-ми тысяч суточных цыплят. Анализ сравнительной эффективности вент-, федер- и колорсексинга, а также анатомического метода определения пола птицы осуществлялся с учетом следующих основных показателей:

- стадии онтогенеза кур, доступные для определения пола;
- точность сексирования, %;
- производительность труда, гол./час;
- сохранность молодняка в процессе сортировки, %.

В табл. 3 перечислены этапы онтогенеза кур, на которых возможно определение пола особей различными методами. Самый широкий спектр применения характерен для анатомического метода, который позволяет по асимметрии мужских и женских половых желез безошибочно определять пол даже у эмбрионов, достигших середины инкубационного периода. Наши наблюдения над 10-ти и 19-ти суточными эмбрионами кур показали, что гонады у них хорошо дифференцированы: у самок видно недоразвитие правого яичника, у самцов визуально выделяются два мелких семенника примерно равной величины.

У зародышей кур в возрасте 8-ми суток трудно диагностировать пол анатомическим методом. На этом этапе эмбриогенеза диморфизм половых желез выражен еще слабо. Да и небольшая масса самих эмбрионов (средняя масса зародыша - $1,007 \pm 0,004$ г) затрудняет всякие манипуляции с ними.

Как видно из табл. 3, наименьший перечень стадий индивидуального развития кур, на которых можно определить пол особей характерен для японского метода (две стадии) и федерсексинга (три стадии).

Таблица 3. Стадии онтогенеза кур, доступные для применения основных методов определения пола молодняка

Объект исследования	Методы сексирования птицы			
	анатомический	вентсексинг	федерсексинг	колорсексинг
8-суточные эмбрионы	-	-	-	-
10-суточные эмбрионы	+	-	-	-
19-суточные эмбрионы	+	-	-	+
Задохлики	+	-	+	+
Суточный молодняк	+	+	+	+
10-суточные цыплята	+	-	+	+
30-суточные цыплята	+	-	-	+
Половозрелые особи	+	+	-	+

Примечание: знаком "+" обозначены стадии онтогенеза, на которых возможно применение конкретного метода.

Федерсексинг (сексирование гибридного молодняка по развитию оперения крыла) позволяет диагностировать пол у суточных цыплят (рис. 29 – 32), задохликов и молодняка в возрасте от 5 до 17 суток (рис. 34 — 37).

Колорсексинг по широте применения приближается к анатомическому методу, с той лишь разницей, что он не позволяет определять пол 10-суточных эмбрионов. За 6 — 8 дней до вывода цыплят, когда эмбрионы уже покрыты хорошо пигментированным пухом, окраска пухового покрова становится надежным маркером пола каждой конкретной особи. В последующие возрастные периоды пол цыпленка легко можно распознать вначале по окраске ювенального, а потом и дефинитивного оперения.

Точность и скорость сексирования молодняка являются главными характеристиками любого метода определения пола. Анатомический метод абсолютно точен, однако он связан с убоем молодняка и поэтому его используют, как правило, только в качестве контроля при проверке эффективности японского и других способов определения пола цыплят. Кроме того, анатомический метод достаточно сложен и трудоемок. По нашим наблюдениям скорость определения пола молодняка при его использовании варьирует у разных видов домашних птиц от 118 (гусята) до 180 (цыплята) гол./час. Значительно больше времени уходит на вскрытие брюшной полости и осмотр гонад при определении пола у задохликов и эмбрионов разного возраста.

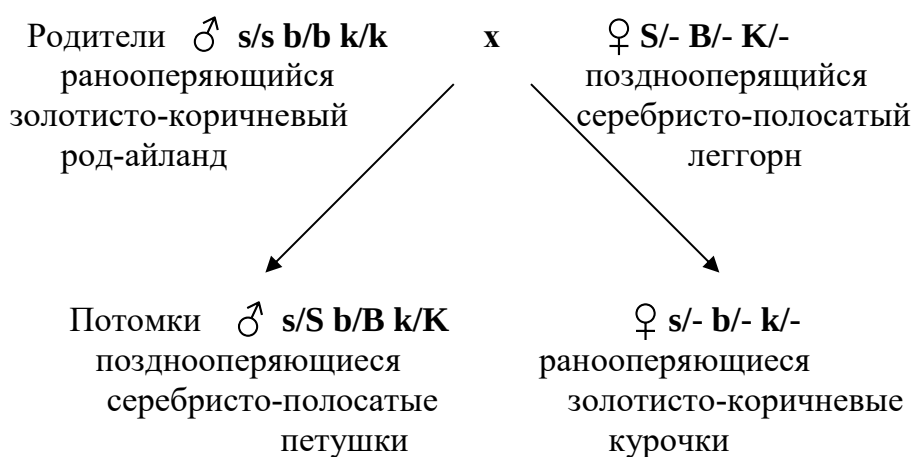
В табл. 4 представлены усредненные результаты многочисленных производственных проверок сравнительной эффективности японского и двух генетических методов определения пола суточных цыплят в условиях инкубатория опытного хозяйства "Борки" Института птицеводства УААН [30, 95, 96]. Абсолютная точность сексирования гибридных цыплят (100%) характерна для всех шести изученных федерсексных комбинаций кур (локус **K**) и для всех четырех колорсексных гибридов, у которых экспрессия сцепленных с полом аллельных генов серебристости (**S**) и золотистости (**s**) в пухе цыплят осуществляется на фоне колумбийского ограничителя зумеланина (**Co**). Высокая точность диагностики пола колорсексных цыплят (98,5 — 100%) зафиксирована также в скрещиваниях, где матери имели черно-полосатую (**B/-E/E**), а отцы - черную (**b/b E/E**) или золотисто-коричневую (**b/b ey/ey**) окраску оперения. Использование же в маркирующих пол скрещиваниях системы аллелей **S-s** в сочетании с геном **I** (доминантная белая окраска) заметно снижает точность сортировки молодняка по полу (95,5 — 98,0%).

Таблица 4. Эффективность сексирования цыплят разными методами

Метод сексирования цыплят	Маркеры пола	Аутосомный генотип	Эффективность сексирования цыплят		
			Точность, %	скорость, гол./час	сохранность, %
Вентсексинг Колорсексинг	-	-	91,3	750	97,4
	S-s	Co/Co i/i	100	7000	100
	S-s	Co/co I/i	97,0	3500	100
	B-b	E/e i/i	99,5	4200	100
Федерсексинг	K-k	T/T	100	1500	100
Анатомический	-	-	100	180	0

Производительность труда при сексировании цыплят по типам оперяемости крыла составила 1,5 тыс. гол./час, а при колорсексинге — 3,5 — 7,0 тыс. гол./час. Следовательно, в первом случае оператор затрачивает на определение пола одной особи 2,4 секунды, а во втором — 0,5 — 1,0 секунду.

Как показали сравнительные испытания, наиболее надежными в плане фенотипического определения пола гибридных цыплят являются полиаутосексные (ди-, три- и тетрааутосексные) комбинации кур, исходные линии которых одновременно гомозиготны по двум, трем или четырем контрастным аллелям, фенотипически маркирующих пол молодняка. При возникновении затруднений в идентификации пола гибридного цыпленка, скажем, по окраске пуха, в полиаутосексных комбинациях пол птенца можно надежно определить по типам оперяемости крыла или же по окраске кожи ног. Ниже приведена схема скрещивания двух созданных в ИП УААН линий-анализаторов [30], позволяющих получать триаутосексное потомство, у которого пол одновременно маркирован тремя сигнальными генами (локусы **S**, **B** и **K**).



Как видно из табл. 4, японский метод обеспечивает меньшую, чем аутосексинг, эффективность сексирования цыплят. При его использовании точность идентификации пола молодняка в разных партиях цыплят варьировала от 86,0 до 95,0 % при скорости сортировки 683 - 858 гол./час. Несмотря на то, что пол цыплят определяли опытные сортировщицы, все же во всех группах после определения пола наблюдался отход молодняка в виде слабых и травмированных особей (от 1,0 до 6,2%). Средняя по всем выборкам сохранность первоначально здоровых цыплят после применения японского (мануального) метода составила 97,4%. В целом, результаты сравнительных испытаний показали высокую эффективность определения пола молодняка по окраске пуха и типам оперяемости крыла. Средняя по 18-ти аутосексным сочетаниям кур точность идентификации пола гибридных цыплят составила 98,9%, а при использовании японского метода - только 91,3%. Различия между двумя генетическими методами и вентсексингом статистически высокодостоверны ($P < 0,001$).

По степени убывания производительности труда операторов сопоставляемые способы расположились в следующей последовательности: колорсексинг (3,5-7,0 тыс. гол./ч), федерсексинг (1,5 тыс. гол./ч), японский (680-860 гол./ч), анатомический (180 гол./ч). В отличие от японского метода федер- и колорсексинг просты в осуществлении и совершенно безвредны для птенцов (сохранность молодняка - 100%). При их использовании существенно повышается культура труда и отпадает необходимость в специально оборудованном рабочем месте. Все это позволяет рекомендовать федерсексинг и колорсексинг для

широкого использования в популяционно-генетических исследованиях в качестве высокоэффективных и надежных способов диагностики пола поздних эмбрионов и молодняка кур.

Стоимость определения пола у одного цыпленка. Стоимость сексинга зависит от стоимости одного рабочего часа и количества цыплят, у которых оператор определяет пол за один час. Ниже приведены данные (табл. 5), взятые из статьи Дж. Симана [163], в которой отражена стоимость трех промышленных методов сексирования цыплят в странах Евросоюза.

Поскольку клоакальный метод (вентсексинг) наиболее сложный и требует хорошо подготовленного высококвалифицированного персонала (в основном его практикуют японские сексаторы), оплата труда при его применении самая высокая (табл. 5).

Для получения федерсексных цыплят скрещиваются две родительские линии с различной скоростью перообразования. Федерсексинг молодняка осуществляют хорошо подготовленные сексаторы, которые в сомнительных случаях могут использовать вентсексинг. Определение пола по типам оперяемости крыла требует специальной подготовки, поэтому оплата труда операторов также довольно высокая.

Таблица 5. Стоимость сексинга цыплят, осуществляемого разными методами

Уровень оплаты труда, евро/час →	20	25	30
Метод определения пола ↓	Количество центов за одного сексируемого цыплёнка		
Вентсексинг	2,5	3,1	3,8
Федерсексинг	1,0	1,3	1,5
Колорсексинг	0,6	0,7	0,8

Колорсексинг прост в применении и не требует длительного обучения. Его может выполнять любой работник инкубатория, в связи с чем оплата труда за выполнение этого метода сексинга самая низкая (табл. 5).

Таким образом, сравнительный анализ трех методов сексинга показал, что колорсексинг является наиболее эффективным, простым и дешевым методом определения пола эмбрионов на последних стадиях развития и цыплят разного возраста. В связи с этим, его следует рекомендовать для широкого применения не только в промышленном птицеводстве, но и в исследовательской работе.

Сравнительный анализ описанных в этой главе методов определения пола молодняка птиц позволил нам предложить их классификацию, представленную на рис. 89. Все описанные методы можно поделить на две большие группы: визуально-мануальные и лабораторные. В первую группу входят приемы сексинга птенцов, для реализации которых не нужны технические средства. Эти методы, кроме вентсексинга, характеризуются простотой и дешевизной. Напротив, для диагностики пола любым из лабораторных способов необходимо специальное оборудование или приборы, реактивы и высококвалифицированный персонал. Стоимость определения пола птенцов этими методами во много раз превышает визуально-мануальный сексинг. Чаще всего лабораторные методы на сегодняшний день используются только в научных исследованиях.

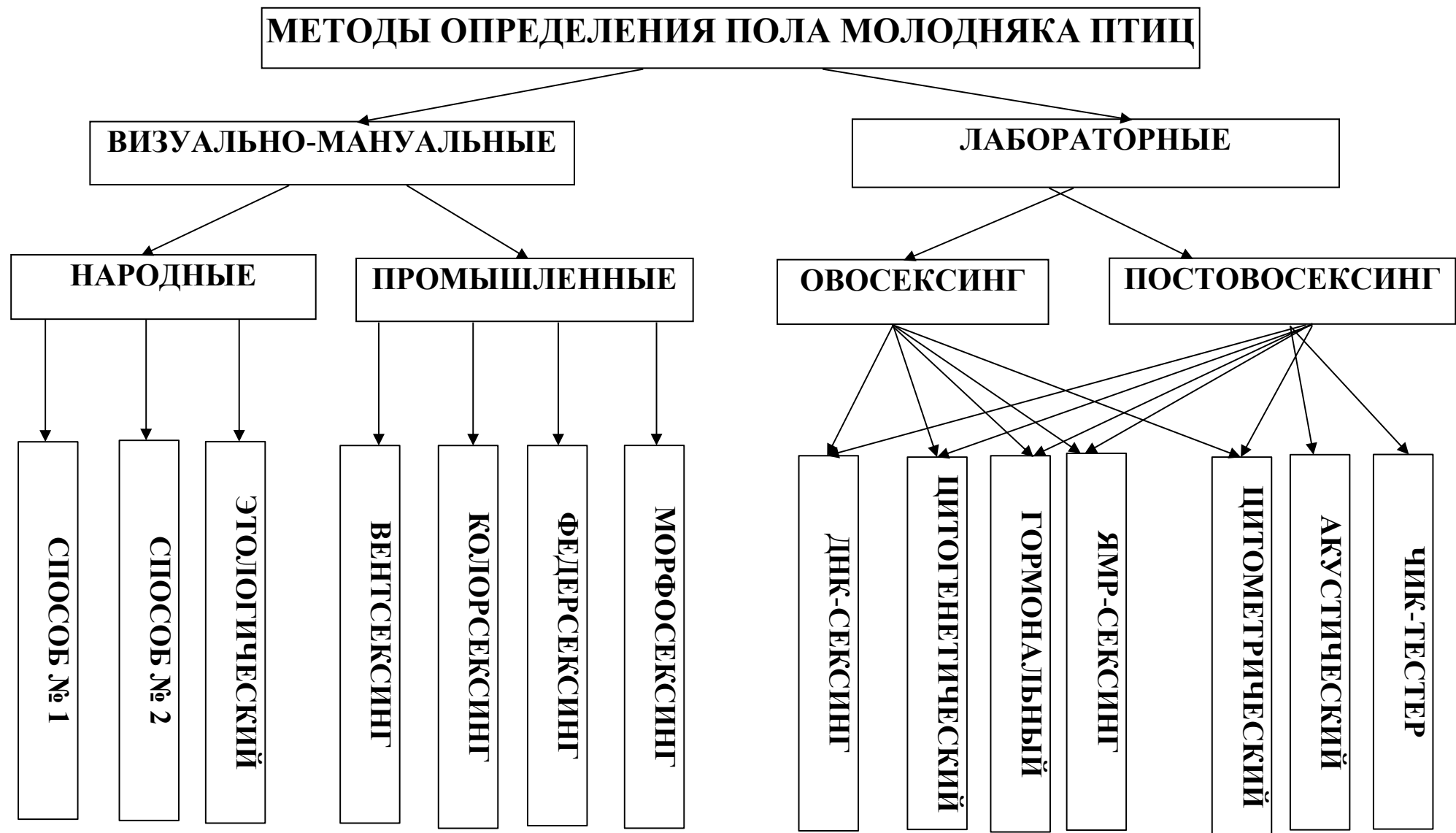


Рис. 89. Классификация методов определения пола молодняка птиц

Визуально-мануальные методы подразделяются на: народные (неточные) и промышленные (высокоэффективные) (рис. 89). Дифференциация лабораторных методов обусловлена характером полового диморфизма, который положен в основу идентификации пола, и этапом онтогенеза (эмбриогенез или постэмбриогенез), на котором метод применим.

ДНК-сексинг эмбрионов и птенцов - самый прогрессивный и универсальный метод диагностики пола. Однако, он требует наибольших затрат труда в специально оборудованных молекулярно-генетических лабораториях для работы с ДНК.

1.6. Генетические основы выведения колорсексных кур

Теоретические основы аутосексирования в птицеводстве заложены работами ряда авторов [16,17,106,115,121]. В данном подразделе сформулированы основные принципы создания колорсексной птицы, которые базируются как на анализе литературных данных, так и на результатах собственных исследований [30,89].

По мнению М. Сильверудда [111] все аутосексные породы кур делятся на:

- 1) аутосексные только при скрещивании (род-айланд красный х светлый суссекс);
- 2) аутосексные при разведении "в чистоте" (легбар, камбар и др.).

Для получения колорсексных гибридных цыплят проводят скрещивание золотисто-коричневых петухов (**s/s**) с серебристо-белыми курами (**S/-**) или же скрещивают неполосатых петухов (**b/b**) любой окраски с черно-полосатыми самками (**B/-**). В первом случае, вследствие наследования крест-на-крест, суточные гибридные сыновья (**S/s**) имеют бледно-желтый, а курочки (**s/-**) - коричневый пух. Во втором варианте цыплята выводятся черные, однако у петушков (**B/b**), в отличие от курочек (**b/-**), на затылке имеется белое пятно.

Наиболее типичными породами для получения аутосексных по локусу **S** гибридных цыплят являются красный род-айланд (отцовская форма) и светлый суссекс (материнская форма), которые при скрещивании обеспечивают 100%-ную точность определения пола молодняка по окраске пуха. Для получения аутосексных по локусу **B** гибридных цыплят скрещивают неполосатых (лучше-черноокрашенных) петухов с полосатыми курами. Это скрещивание также позволяет безошибочно диагностировать пол суточных цыплят.

У всех аутосексных пород кур при разведении "в чистоте" в качестве маркера пола используется эффект дозы неполнодоминантного гена **B**, который на фоне аллелей **e⁺** или **e^y** вызывает различную экспрессию признака "продольная полосатость пуха" на спине и голове у петушков и курочек (камбар, легбар, оклабар и др.).

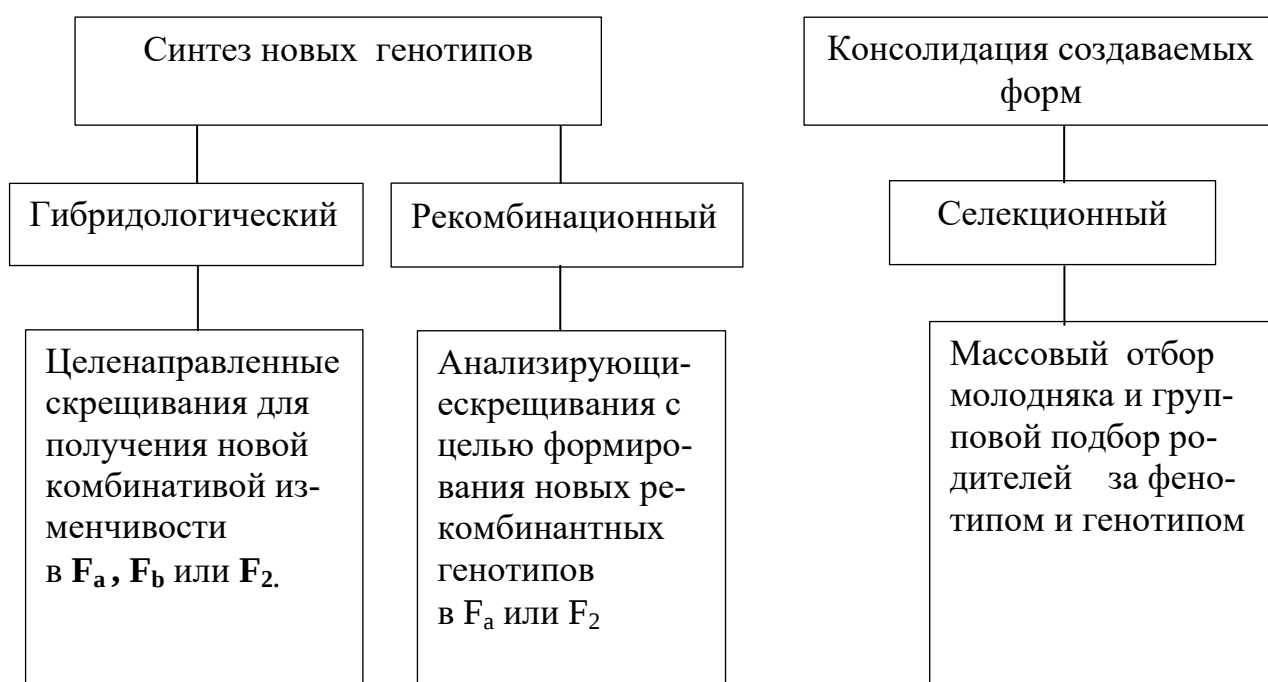
Уже первые наши опыты по изучению феномена аутосексности у линейных и гибридных цыплят показали, что формирование чётких половых различий по окраске и рисунку пухового покрова молодняка связано не только с маркером пола, но и с тем генным окружением, на фоне которого этот маркер экспрессирует. На основании литературных данных и собственных исследований нами было выработано представление об аутосексном генотипе (линейном и гибридном) как о взаимосвязанной интегрированной системе, включающей в себя три категорий генов: гены-маркеры пола с сильным фенотипическим эффектом (1-2 локуса); аутосомные факторы меланогенеза с сильным фенотипическим эффектом (4-6 локусов); гены-модификаторы со слабым фенотипическим эффектом (10-15 локусов).

Исходя из сформулированной концепции о природе полового диморфизма птенцов, была разработана программа выведения колорсексной птицы, которая включала в себя такие се-

лекционно-генетические мероприятия: 1) оценка фенотипического и генотипического разнообразия пород, линий и популяций птицы; 2) выбор родительских форм, обладающих нужным для создания аутосексной птицы набором аллелей; 3) целенаправленные скрещивания лучших родительских форм, позволяющих объединить у гибридных особей комплекс желательных аллелей;

4) отбор аутосексных генотипов в F_2 , F_b , F_a или F_3 ; 5) консолидация создаваемых линий или популяций птицы по желательному набору аллелей; 6) оценка эффективности сексирования гибридного потомства за маркерными признаками.

Независимо от вида птицы синтез аутосексных генотипов осуществлялся гибридологическим и рекомбинационным методами, а консолидация создаваемых популяций и комбинаций – селекционным. Краткая характеристика методов выведения аутосексной птицы схематично представлена ниже.



Гибридологический метод. Нужные ассоциации аллелей выявляли и отбирали в F_a , F_b или F_2 , где они возникают за счет независимого наследования и комбинирования генов, локализованных в негомологичных хромосомах. По возможности следует отдавать предпочтение получению F_a и F_b , которые с меньшими затратами биологического материала позволяют синтезировать аутосексные генотипы.

Рекомбинационный метод базируется на явлении кроссинговера. При скрещивании дигетерозиготных самцов F_1 с самками-анализаторами или самками F_1 , аутосексные рекомбинантные генотипы отбирали в F_a или F_2 . На характер расщепления и соотношение кроссоверных и некрссоверных генотипов влияет частота рекомбинаций между включенными в скрещивание сцепленными генами и тип их аллельного и неаллельного взаимодействия.

Селекционный метод включает массовый отбор суточного молодняка по окраске пуха и гомогенный подбор половозрелых особей по окраске перьевого покрова. В основу этого метода положено установленное нами явление неполного доминирования большинс-

тва генов меланогенеза, которые формируют половой деморфизм окраски пуха линейных и гибридных птенцов [30]. Поэтому осмотр суточных цыплят позволяет по фенотипу определить их генотип, что значительно ускоряет отбор константных аутосексных генотипов (гомозигот) непосредственно в день вывода молодняка.

Глава 2. Колорсексинг молодняка водоплавающих и сухопутных птиц

2.1. Колорсексинг в гусеводстве.

Теоретические основы. У мясных видов домашних птиц, также как и у кур, в основе визуальной диагностики пола суточного молодняка лежат два генетических механизма: сцепленное с полом наследование окраски пуха при гибридизации и фенотипический эффект дозы генов, локализованных в **Z**-хромосоме, проявляющийся при чистопородном разведении.

У домашних гусей темно-серая окраска оперения является стандартным типом, поскольку она характерна для их предка - дикого серого гуся (*Anser anser*). К основным генетическим факторам меланогенеза у этого вида относятся аутосомные локусы **C** (основной фактор окраски) и **Sp** (сплошная окраска) и сцепленные с полом локусы **Sd** (голубое разбавление) и **G** (темно-серая окраска). Каждый из этих локусов содержит по два аллеля, оказывающих значительное влияние на фенотипическую изменчивость окраски пуха гусят и оперения взрослых особей. Так, например, без доминантного фактора **C** никакой пигмент в пухе и пере птицы не синтезируется, поэтому все гусята-гомозиготы **c/c** в суточном возрасте имеют желтый пух, а во взрослом состоянии чисто белое оперение.

Доминантный аллель **Sp** (локус **Sp**) определяет распространение темно-серой окраски пуха по всей голове, шее и спине суточных гусят. Клюв и лапы у них окрашены в черный цвет. Рецессивный же аллеломорф **sp** детерминирует пятнистую окраску дорзальной поверхности тела в виде одного или нескольких мелких пятен на голове и одного крупного темно-серого пятна на спине, размеры которого у разных особей заметно варьируют. У молодняка шея и крылья желтые, пигмент на клюве и ногах чаще всего отсутствует. Взрослые гуси генотипа **sp/sp** имеют белую окраску оперения с темно-серой головой и пятном такого же цвета на спине. Клюв и ноги у них оранжево-красные.

Неполнодоминантный сцепленный с полом ген голубого разбавления **Sd** изменяет темно-серую окраску гусей на бледно-серую или же белую в зависимости от того, в скольких дозах он присутствует. Локализованный в **Z**-хромосоме рецессивный ген **g** изменяет темно-серую окраску дикого типа на темно-желтую с красноватым оттенком. Этот фактор в гомозиготном состоянии (**g/g**) присутствует в генотипе английских пород гусей брекн-буфф и буфф-бект, а также у выведенных во Франции тулузских-буфф. Ф. Джером [97, 98] первым предложил использовать локализованные в **Z**-хромосоме локусы **Sd** и **G** для фенотипического определения пола гибридных гусят.

Колорсексные скрещивания гусей. Для получения меченых по полу гусят на основе гена **Sd** проводят скрещивание серых гусаков (**sd/sd**) любой породы с белыми самками (**Sd/-**) из группы аутосексных пород гусей. Все сыновья F_1 (**Sd/sd**) имеют светло-серую.

P



♂ $G/G\ sd/sd\ Sp/Sp\ C/C$



♀ $G/-\ Sd/-\ sp/sp\ C/C$

X

F₁



♂ $G/G\ sd/Sd\ Sp/sp\ C/C$



♀ $G/-\ sd/-\ Sp/sp\ C/C$

Рис. 90. Суточные помесные гусята **F₁**, полученные от скрещивания крупных серых гусак с рейнскими белыми самками (слева - самец, справа - самка)



Рис. 91. Взрослые помесные гуси **F₁**, полученные от скрещивания крупных серых гусак с рейнскими белыми самками (слева - самец, справа - самка)

а дочери F_1 (**sd/-**) - темно-серую окраску пуха на спине и голове (рис. 90). Точность сексирования помесных гусят по окраске пуха составляет 100% при скорости 2-3 тысяч гол./час. Чёткие половые различия сохраняются у гибридов F_1 и в окраске оперения взрослых гусей (рис. 91).

Аналогичная картина полового диморфизма гусят наблюдается и от скрещивания крупных серых гусakov с самками итальянской белой породы (рис. 92).



Рис. 92. Гибридные гусята F_1 , полученные от скрещивания крупных серых гусakov с итальянскими белыми самками (слева - самец, справа - самка)

Ниже приведен перечень пород, пригодных для использования их в гибридизации с целью получения колорсексных гусят.

Отцовская форма (**sd/sd**)

Крупная серая
Оброшинская серая
Владимирская глинистая
Китайская белая
Кубанская серая
Ландская серая

Материнская форма (**Sd/-**)

Рейнская белая
Итальянская белая
Венгерская белая
Виштинес
Эмденская
Пулькинес

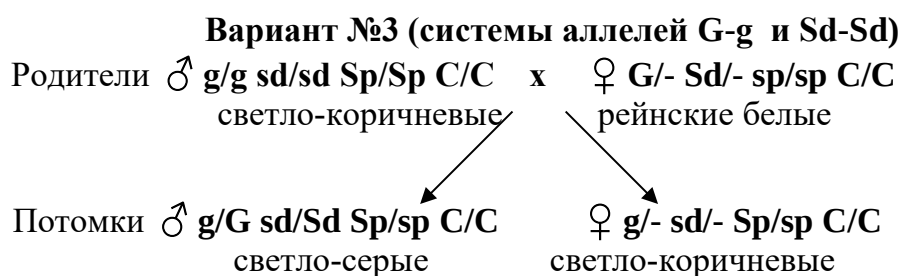
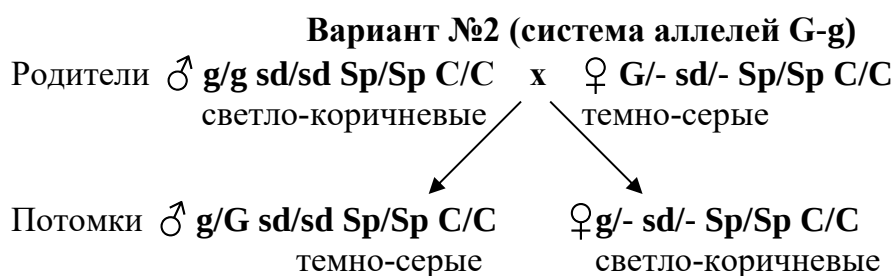
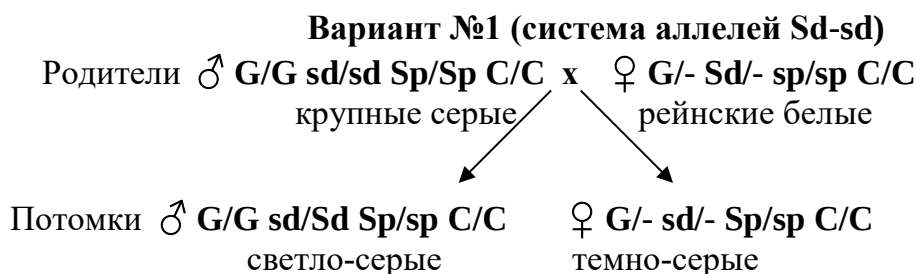
Недавно В.П. Хвостик и Ю.В. Бондаренко показали, что колорсексных гусят можно также получить при скрещивании серых гусakov с любыми гибридными самками, имеющими грязно-белую окраску оперения. [183]. В их опыте крупные серые гусаки (**G/G sd/sd Sp/Sp C/C**) спаривались с гибридными самками F_1 (**G/- Sd/- Sp/sp C/C**), полученными, в свою очередь, от скрещивания чистопородных рейнских самцов с крупными серыми сам-

ками. Всего было получено 142 гибридных гусенка, среди которых 74 самца имели светло-серую (**G/G Sd/sd Sp/sp C/C**), а 68 самок — темно-серую окраску пуха (**G/G sd/sd Sp/sp C/C**) на спине и голове. Таким образом, и в данном варианте скрещивания наблюдается типичное крисс-кросс наследование светлой окраски пуха и оперения гусят, обусловленное сцепленной с полом аллельной парой **Sd-sd**.

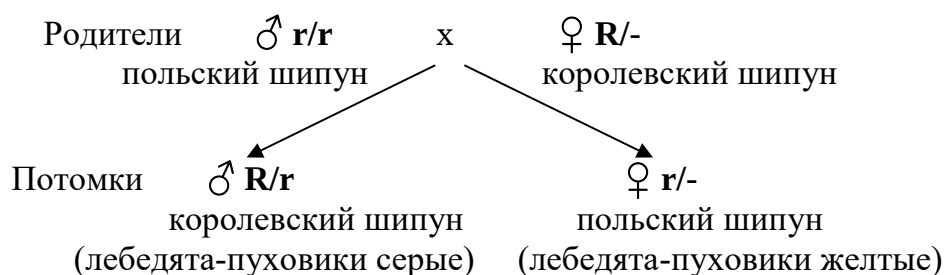
Сцепленное с полом наследование окраски пуха и оперения у гусей на базе рецессивного гена **g** наблюдается при скрещивании светло-коричневых самцов (**g/g**) породы брекон-буфф или тулузские-буфф с темно-серыми самками (**G/-**) любой породы. Все суточные помесные самцы темно-серые (**G/g**), а самки (**g/-**) - светло-коричневые.

В маркирующих пол скрещиваниях могут быть также использованы беспородные гусаки с мутантной рыжей (темно-желтой) окраской оперения, которых для получения колорсексных гусят нужно скрещивать с темно-серыми (**G/- sd/-**) или доминантно-белыми (**G/- Sd/-**) самками [30].

Ниже приведены принципиальные схемы трех вариантов колорсексных скрещиваний домашних гусей:



Сцепленное с полом наследование окраски пуха и ювенального оперения описано и у **лебедя-шипунa** [99]. У этого вида (***Cygnus olor***) существует две разновидности (польский и королевский шипун), которые различаются аллельным составом одного сцепленного с **Z**-хромосомой гена. Серая окраска пуха молодняка (**R**) доминирует над желтой (**r**), что позволяет в скрещивании ♂ **r/r** ("польский") x ♀ **R/-** ("королевский") безошибочно определять пол суточных лебедей. Схема сцепленного с полом наследования при скрещивании двух разновидностей лебедя-шипунa выглядит следующим образом:



Аутосексные породы и популяции гусей. При чистопородном разведении гусей высокий уровень полового диморфизма в окраске пуха молодняка присущ породам венгерская белая, рейнская, итальянская белая, эмденская, виштинес, пулькинес. Взрослая птица перечисленных пород имеет белую окраску оперения, но в суточном возрасте, благодаря эффекту дозы сцепленного с полом гена **Sd**, который экспрессирует на фоне рецессивного гена пятнистой окраски **sp**, у гусят наблюдается значительная половая изменчивость окраски пуха. При этом, главным фенотипическим маркером пола гусенка является интенсивность пигментации пуха не на голове, а в хвостовой части спины. У суточных самцов (**Sd/Sd sp/sp**) этот участок пухового покрова желтый или же светло-серый, а у самок (**Sd/- sp/sp**) - серый. Руководствуясь этим маркером пола, удается сексировать гусят названных пород с точностью 97 - 99% (рис. 93).



Рис. 93. Суточные чистопородные гусята рейнской белой породы
 (слева и посредине - самец а справа – самка с серой спиной)

Причины ошибок генетического метода обусловлены тем, что у суточных самцов светло-серая окраска пятна на спине варьирует по интенсивности и у некоторых особей приближается к серой окраске пятна у самок. Это и приводит в ряде случаев к тому, что наиболее темные самцы ошибочно принимаются за самок, и наоборот, наиболее светлые самки - за самцов.

Горьковские, красноозерские, китайские и кубанские белые гуси не являются аутосексными породами, так как их белая окраска оперения не связана с фактором **Sd**. В норме они несут в гомозиготном состоянии аутосомный ген рецессивной белой окраски (**c/c**).

Поскольку все существующие в Европе и Азии породы домашних гусей характеризуются одинаковой окраской оперения и экстерьером, то возникает производственная

необходимость при формировании родительского стада гусей определять пол ремонтного молодняка японским методом (по наличию полового органа в клоаке). Процедура сексирования четырех-пятикилограммовых птиц этим способом очень трудоемка и малоэффективна - один сортировщик с двумя помощниками за час работы может просмотреть только 250 - 280 особей. Поэтому в ИП УААН были разработаны генетические основы и впервые создана диморфная по окраске оперения популяция гусей — белые аутосексные [100].

Анализ гибридного потомства от скрещивания различных пород гусей, а также наблюдения над беспородной птицей и некоторыми видами диких гусей (магелланов гусь, полярный гусь, горный гусь, канадская казарка) привели нас к выводу, что колорсексная окраска оперения в пределах рода *Anser* возникает при сочетании в одном генотипе неполнодоминантных факторов голубого разбавления (**Sd**) и сплошной окраски оперения (**Sp**) с полностью доминантными основным геном цветности (**C**) и геном серой окраски оперения (**G**). Поэтому комплексный генотип самцов и самок созданной популяции колорсексных гусей можно выразить следующими формулами:

$\begin{array}{l} \text{♂♂ } G/G \text{ Sd/Sd Sp/Sp } C/C \\ \text{♀♀ } G/- \text{ Sd/- } Sp/Sp \text{ C/C} \end{array}$
--

В качестве исходных пород для выведения колорсексной популяции были выбраны рейнские белые и крупные серые гуси. Первая порода явилась источником гена **Sd**, а вторая - гена **Sp**. Объединение в одном генотипе этих наследственных факторов позволило синтезировать новый фенотип гусей, который характеризовался четким половым диморфизмом как окраски пуха суточных гусят, так и оперения взрослых особей. Двойная доза генов **G** и **Sd** в сочетании с аллелем **Sp** приводит к тому, что суточные самцы всегда имеют сплошную светло-серую (пепельную) окраску пуха на дорзальной поверхности тела (рис. 94). У самок же одинарная доза сцепленных с полом генов **G** и **Sd** детерминирует более темный пуховой покров - с вариациями от зеленовато-серого до темно-оливкового. Полностью оперившийся колорсексный молодняк гусей покрыт белым пером, но самки, в отличие от самцов, всегда имеют несколько темных маховых перьев на крыльях и часто одно или несколько темных пятен на спине или голове (рис. 95).



Рис. 94. Суточный молодняк колорсексных гусей (самцы — желтые или пепельные, самки — тёмно-серые)

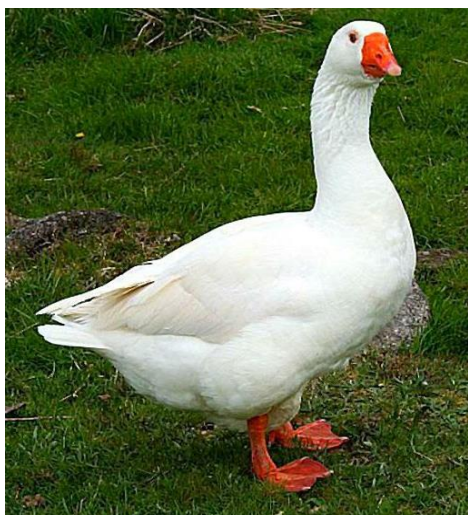


Рис. 95. Колорсексные гуси (слева - чисто белый самец, справа – белая самка с темными маховыми перьями)

Созданная в ИП УААН синтетическая популяция гусей обладает двойной колорсексностью (как и диаутосексный леггорн), которая дает возможность безошибочно колорсексировать гусят не только при разведении ее "в чистоте", но и при скрещивании белых самок этой популяции с темно-серыми гусаками любой породы. Точность колорсексирования чистопородных и гибридных суточных гусят - 100 % при скорости около 2 тыс. гол./час. На рис. 96 показана сравнительная характеристика окраски пуха гусят и оперения взрослых особей у популяции крупных белых аутосексных гусей и породы фундатора – крупные серые.



Рис. 96. Крупная серая и крупная белая порода гусей

На рис. 97 показаны гибридные гусята F_1 , полученные от скрещивания крупных серых гусак с диаутосексными белыми самками. Поскольку различия между самцами и самками довольно чёткие, точность аутосексирования помесного молодняка составляет 100%, при скорости 2-3 тис.гол./час.

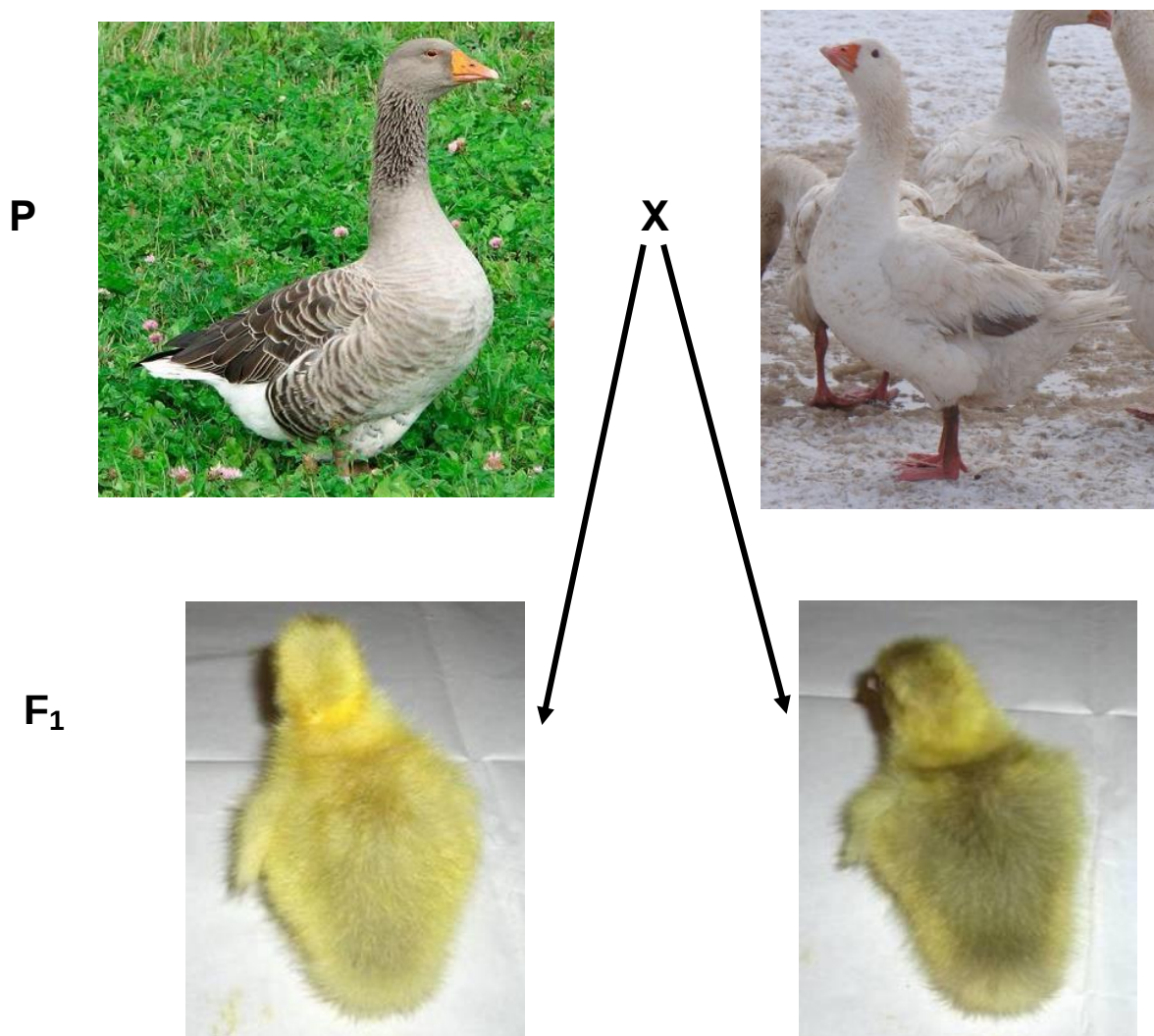


Рис. 97. Суточные гибридные гусята, полученные от скрещивания крупных серых гусак с диаутосексными белыми самками (самцы - пепельные, самки - оливковые)

Разработанные нами способы выведения колорсексных гусей признаны изобретениями, и на них получены авторские свидетельства [101,189,190].

2.2. Колорсексинг в утководстве

Теоретические основы. Все наследственные вариации окрасок у домашних уток представляют собой мутации дикого типа, характерного для расцветки оперения кряквы (*Anas platyrhynchos*). В оперении самки преобладают серый и коричневый цвета, верхняя часть головы у нее черно-коричневая с хорошо различимыми полосами ("уздечки"), которые протянуты от клюва вдоль глаз к шее. У селезней голова черная с зеленым отливом, характерное "кольцо" на шее белое, а "нагрудник" красного цвета. У самца и самки фиолетово-синие "зеркала" на крыльях окаймлены черной и белой полосами.

Суточные утята дикой кряквы окрашены в оливково-черный цвет с четырьмя светлыми пятнами на спине. На голове утят обоих полов четко различаются темные полосы, которые тянутся от основания клюва через глаза к затылку.

Дискретная фенотипическая изменчивость окраски пуха молодняка и оперения взрослых особей у домашних уток контролируется девятью аутосомными локусами (**C, M, Li, E, Bl, B, S, W, R**) и одним локусом **D**, который локализован в половой хромосоме и, тем самым, сцеплен с полом [102 - 106].

Сцепленный с полом рецессивный ген коричневого разбавления **d** у домашних уток впервые описал Р. Пеннет [107, 108] и, независимо от него, А. Вальтер с соавторами [109] в начале 30-х годов XX века. Позже эти результаты подтвердили И.Соколовская [110] и Ф.Ланкастер [105], которые установили, что мутация **d** присутствует в генотипе уток пород хаки-кемпбелл, буфф-орпингтон, "шоколадный" орпингтон и желто-коричневые бегуны. В зависимости от генотипа по другим аутосомным генам у самцов и самок этих пород черный пигмент оперения разбавлен до различных оттенков: шоколадного, коричневого, хаки или же темно-желтого.

Коричневое разбавление - простой рецессивный признак, поэтому указанные выше породы нужно использовать при скрещивании в качестве отцовской формы. Материнская же порода должна нести доминантный аллель интенсивной окраски **D**, который присутствует в генотипе кряквы, руанских уток, голубых орпингтонов, темных кемпбеллов и украинских серых.

У мускусных уток (*Cairina moschata*) в качестве исходной (дикой) формы следует рассматривать черную окраску самцов и самок с белыми пятнами на надкрыльях. Пуховой покров суточных утят черный с четырьмя светлыми пятнышками на спине и "уздечкой" возле глаз. В отличие от домашних уток, половые различия в окраске оперения взрослых особей у этого вида не наблюдаются.

У мускусных уток, также как и у домашних, описан только один сцепленный с полом фактор - рецессивный ген темно-коричневого разбавления. Впервые этот ген открыл В.Холландер [111], который присвоил ему символ **ch**. Взрослые самцы **ch/ch** и самки **ch/-** имеют темно-коричневую окраску оперения спины и головы. У утят окраска пуха дорзальной поверхности тела еще темнее - "шоколадная". Черноокрашенные же породы мускусных уток и их дикий предок несут в своем генотипе доминантный аллель **Ch**.

В.Холландер на основании анализа результатов реципрокных скрещиваний между мускусными и домашними утками пришел к заключению, что оба эти вида несут в **Z**-хромосоме гомологичный ген [111, 112].

Колорсексные скрещивания уток. Поскольку сцепленное с полом коричневое разбавление является простым рецессивным признаком у домашних уток, то для получения колорсексных утят необходимо скрещивать коричневых селезней (**d/d C/C**) с темно-серыми самками (**D/- C/C**) любой породы. Например, при спаривании селезней украинской

P



♂ d/d C/C
глинистые

X



♀ $D/-$ C/C
серые

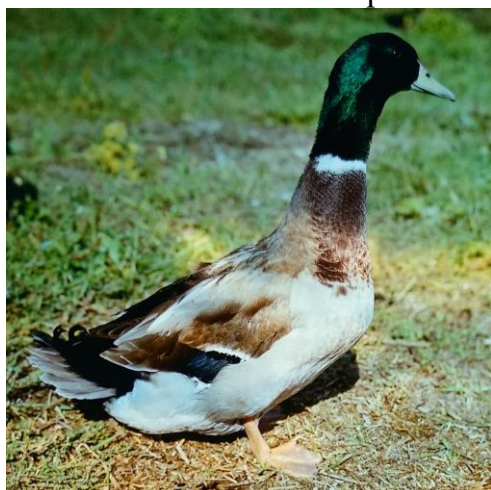
F₁



♂ d/D C/C
серые

♀ $d/-$ C/C
глинистые

F₁



♂ d/D C/C
серые



♀ $d/-$ C/C
глинистые

Рис. 98. Гибридные утята F₁, полученные от скрещивания глинистых селезней с украинскими серыми утками (слева - темно-серый самец, справа - глинистая самочка)

P



♂ d/d C/C
глинистые

X



♀ $D/-$ c/c
белые

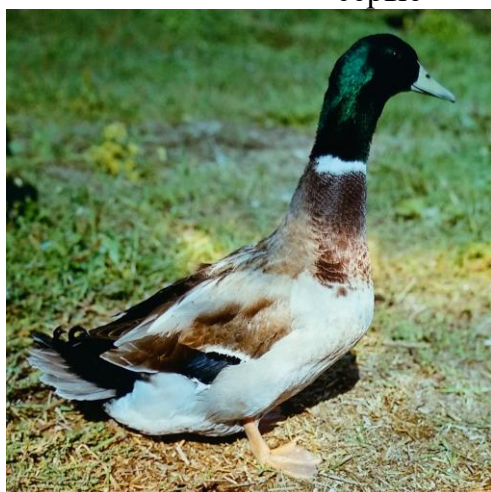
F₁



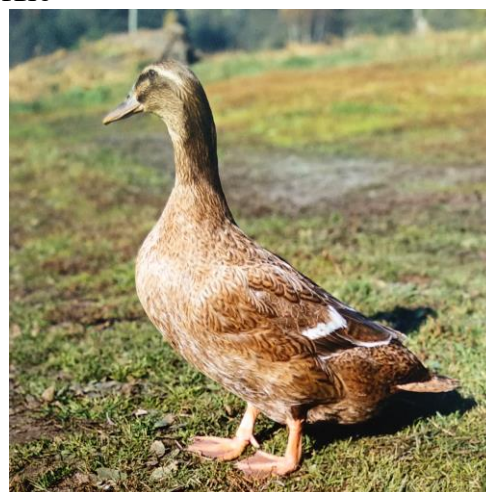
♂ d/D C/c
серые

♀ $d/-$ C/c
глинистые

F₁



♂ d/D C/c
серые



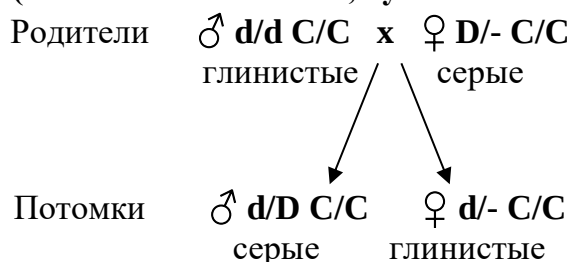
♀ $d/-$ C/c
глинистые

Рис. 99. Гибридные утята F₁, полученные от скрещивания глинистых селезней с украинскими белыми утками (слева - темно-серый самец, справа - глинистая самочка)

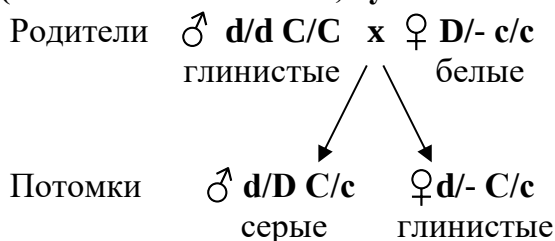
глинистой популяции с украинскими серыми утками нами был получен колорсексный молодняк, среди которого все суточные самцы F_1 характеризовались темно-серой ($D/d\ C/C$), а самочки – глинистой ($d/-\ C/C$) окраской пуха на спине [122]. В связи с четкими половыми различиями в окраске пуха молодняка (рис. 98), точность сексирования гибридных утят в этом скрещивании составила 100%, при скорости сортировки около 6-ти тысяч голов в час. Во взрослом состоянии у гибридных селезней наблюдался фенотип материнской формы (серая окраска оперения), тогда как у гибридных уток - отцовской (глинистая окраска оперения).

Ниже приведены схемы двух вариантов колорсексных скрещиваний с участием глинистой, серой и белой разновидностей уток украинской породной группы (рис. 99).

Вариант №1 (система аллелей D-d, аутосомный генотип C/C)

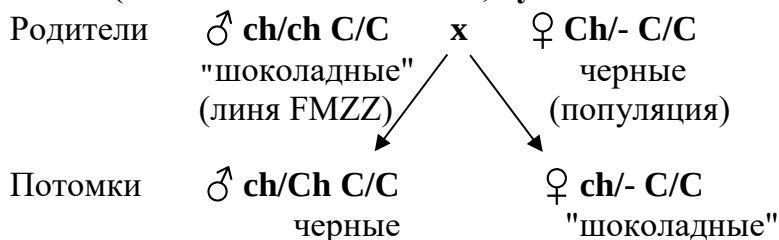


Вариант №2 (система аллелей D-d, аутосомный генотип C/c)

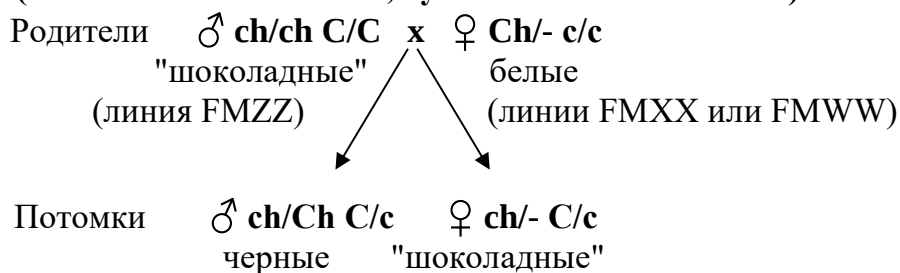


У мускусных уток признак шоколадной окраски пуха молодняка наследуется также, как и ген коричневого разбавления у домашних уток. Поэтому в качестве отцовской формы в маркирующих пол скрещиваниях могут быть использованы самцы "шоколадной" разновидности или темно-коричневые селезни французской коммерческой линии FMZZ. Материнская же порода должна нести доминантный аллель интенсивной черной окраски **Ch**, который может находиться как в явном (мускусные черные), так и в скрытом состояниях (белоперые линии FMWW и FMXX). Все суточные самцы F_1 от этих скрещиваний черные (дикий фенотип), а самочки F_1 - темно-коричневые ("шоколадные"). Два варианта сцепленного с полом наследования окраски пуха молодняка при скрещивании основных цветовых разновидностей мускусных уток приведены ниже.

Вариант №1 (система аллелей Ch-ch, аутосомный генотип C/C)



Вариант №2 (система аллелей Ch-ch, аутосомный генотип C/c)



Половые различия гибридных утят по окраске пуха четко выражены, поэтому их можно легко и быстро сексировать с точностью 100% (рис. 100).



Рис. 100. Колорсексные мускусные утята.

В литературе имеются указания на сцепленное с полом наследование коричневой окраски пуха и оперения при межродовом скрещивании селезеней породы хаки-кемпбелл с мускусными черными утками [111]. Мы также наблюдали этот феномен в отдельных опытах [30]. От скрещивания глинистых селезеней с черными мускусными утками было получено 170 инкубационных яиц, из которых вывелся 31 гибридный утенок. Оплодотворен-

ность яиц составила 41,7 %, выводимость яиц - 43,7%. Все темно-серые гибридные утята (n=17) были самцами, а утята с глинистой окраской пуха (n=14) - самками.

P



♂ d/d C/C
глинистые

X



♀ $D/-$ C/C
чёрные

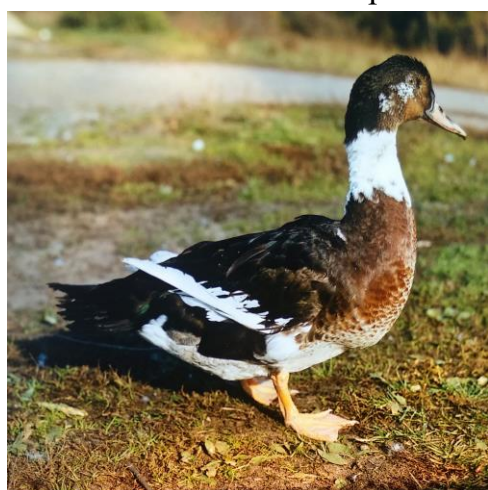
F₁



♂ d/D C/C
чёрные

♀ $d/-$ C/C
глинистые

F₁



♂ d/D C/C
чёрно-коричневые



♀ $d/-$ C/C
глинистые

Рис.101. Колорсексные муларды (самцы тёмные, самочки глинистые)

Аналогичные результаты были получены в межродовом скрещивании ♂ мускусные коричневые (линия FMZZ) x ♀ украинские белые. У всех помесей F₁ окраска пуха восстанавливается, и проявляется цветовое маркирование пола: все суточные самцы - темно-серые, а самочки – цвета хаки.

В другом нашем исследовании [185,187] межродовое скрещивание коричневых мускусных селезней с украинскими серыми утками позволило с абсолютной точностью определить пол мулардов. Все 62 суточных самца имели тёмно-серую окраску пуха (материнский фенотип), а 53 самочки - коричневую (отцовский фенотип).



Рис. 102. Межродовые гибридные утята F₁, полученные от скрещивания коричневых мускусных селезней с украинскими серыми утками (слева - темный самец, справа - коричневая самочка)

Таким образом, у домашних и мускусных уток маркирующие пол скрещивания возможны при получении мулардов - межродовых гибридов. Ниже приведен перечень пород домашних и мускусных уток, пригодных для получения колорсексных утят при внутривидовой и межвидовой гибридизации.

Отцовская форма

Украинские глинистые
Беспородные серо-коричневые
Хаки-кемпбелл
Буфф-орпингтон
"Шоколадный" орпингтон
Желто-коричневые бегуны
"Шоколадные" мускусные (FMZZ)

Материнская форма

Украинские серые
Украинские белые
Кряква
Руанская утка
Голубой орпингтон
Мускусные черные (популяция)
Мускусные белые (FMWW)
Мускусные белые (FMXX)

Мировая селекция домашней утки (*Anas platyrhynchos*) и мускусной утки (*Cairina moschata*) по основным хозяйственно-ценным признакам достигла биологического плато (Xu et al, 2011). Дальнейший прогресс в утководстве открывает межродовая гибридизация двух видов птицы, которая позволяет синтезировать принципиально новый гибридный генотип, который включает в себя положительные качества каждого вида и невелирует

отрицательные. При этом дальнейший прогресс в межродовой гетерозисных селекции мулардов будет обеспечиваться постоянным совершенствованием специализированных сочетающихся родительских линий мускусной утки и материнских линий домашней утки (Droulhet et al., 2015).

Количество мулардов в странах ЕС постоянно увеличивается, тогда как поголовье других видов водоплавающей птицы (гуси, мускусная и домашние утки) - уменьшается (Brun et al., 2015). Франция доминирует на международном рынке по производству мулардов, поскольку в этой стране (фирма «Гримо») впервые были созданы высокопродуктивные промышленные кроссы, межродовые гибриды которых пригодны для эффективного откорма утят на мясо или жирную печень. Более 97% фуа-гра в этой стране производится благодаря принудительному откорму именно мулардов, а не гусей (18600 тонн в 2013 году) (Broom, Rochlitz, 2015).

По данным фирмы «Гримо» (электронный ресурс), белые муларды кросса CF15 в 12-ть недель (84 суток) имеют среднюю предубойную живую массу 4,2 кг. Затраты корма на 1 кг прироста составляют 2,53 кг, тогда как в исходных линий они больше (мускусные - 2,75 кг, пекинские - 2,60 кг). Мулардов этого кросса с одинаковым успехом можно выращивать как большими партиями в промышленных условиях, так и немногочисленными группами в приусадебных хозяйствах. Их мясо очень вкусное, темное на вид и напоминает вкус молодой говядины. Мясо мулардов можно жарить, тушить, коптить, консервировать, использовать для фарша и отбивных, поскольку тушка мулардов более постная (24-26% жира), чем в пекинских уток (35-38% жира).



Рис. 103. Типичная окраска мулардов (пятно у самцов и самок одинаковое)



Рис. 104. Аутосексные муларды (самец слева - чёрное пятно на голове, у самки – коричневое)

За последние 10 лет в Украине тоже наблюдается четкая тенденция постепенной замены в крестьянских и фермерских хозяйствах пекинских и мускусных уток на мулардов, которые попадают к нам из-за границы (в виде инкубационных яиц). В связи с этой тенденцией определение пола мулардов приобретает большое практическое значение. Суточные муларды кросса CF15 имеют светло-жёлтую окраску пуха с характерным тёмным пятном на голове (рис. 103). Как показали наши исследования [187], пол мулардов можно определить японским методом и методом Сидорова. Однако, фирма «Гримо» создала кросс CH15, у которого гибридные светло-жёлтые утята колорсексны. В следствие крисс-кросс наследования окраски оперения родителей у суточных селезней пятно на голове чёрное, а у самочек – коричневое (рис. 104 и 200).

2.3. Маркирующие пол скрещивания у других видов домашних птиц (индейка, перепел, цесарка, охотничий фазан, павлин и голубь)

В 30-40-е годы XX века у мясных видов птиц были описаны сцепленные с полом системы аллелей, которые позволили проводить маркирующие пол скрещивания у индеек, перепелов и голубей. В настоящее время фенотипические маркеры пола суточного молодняка выявлены у охотничьего фазана, цесарки и павлина.

Индейка. У индеек (*Gallopavo meleagris*) в настоящее время описано 11 генов, мутации которых изменяют бронзовую окраску оперения (дикий тип) [113 - 116]. Для получения колорсексного гибридного молодняка у этого вида могут быть использованы сцепленные с полом локусы **E** и **N**. Впервые ген коричневого разбавления (**e**) описал В.С. Асмундсон [114], который показал, что этот рецессивный фактор изменяет черный пигмент бронзовых индеек на коричневый, не затрагивая при этом "дикий" рисунок оперения. Окраска пуха суточных индюшат (генотипы **e/e** и **e/-**) также меняется с темно-бронзовой на коричневую.

Серию из трех аллелей, которые также локализованы в **Z**-хромосоме, описали Б.Ф. Хатт и К.Д. Мюллер [117] и, независимо от них, В.С. Асмундсон [115]. Проведенные авторами скрещивания выявили следующий порядок доминирования в этом локусе: **N** (бронзовая окраска) > **n** (наррагансетская) > **na** (альбиотическая). Рецессивный аллель **n** сильно редуцирует красный пигмент, что дает серебристый оттенок на фоне стандартной бронзовой расцветки. Индюшата-альбиносы (**na/na** и **na/-**) имеют грязно-белую окраску пуха и бледно-голубые глаза. Среди них наблюдается повышенная смертность в первые недели жизни.

Поскольку у индеек аутосексность молодняка при чистопородном разведении птицы не проявляется, то колорсексинг индюшат возможен только при постановке маркирующих пол скрещиваний. С этой целью индюков, несущих в своем генотипе гены коричневой (**e/e**), наррагансетской (**n/n**) или светло-коричневой (**e/e n/n**) окрасок оперения, спаривают с бронзовыми индейками (**E/- N/-**). Суточные самцы от этих скрещиваний имеют бронзовую окраску пуха, а самки – соответственно коричневую, наррагансетскую или светло-коричневую. На рис. 105 показан гибридный колорсексный молодняк, полученный от скрещивания коричнево-пёрых индюков с бронзовыми самками.

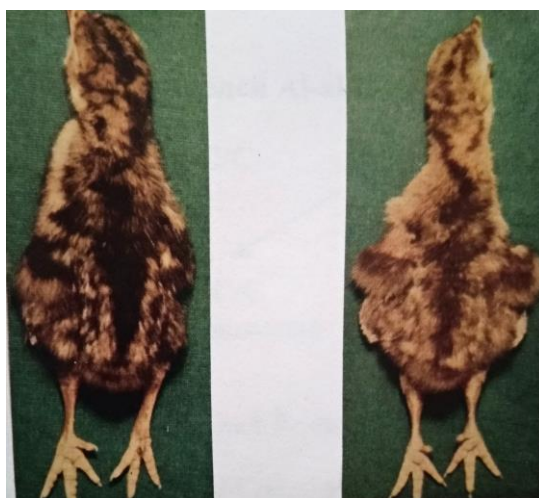


Рис. 105. Суточные колорсексные индюшата
(слева – бронзовый самец, справа - коричневая самочка)

Поскольку цветовые различия между полами четко выражены, индюшат можно быстро сексировать по окраске пуха с точностью 99 — 100%.

Японский перепел (*Coturnix coturnix japonica*) - самая мелкая сельскохозяйственная птица, дикие предки которой обитают на Азиатском континенте. Одомашненная форма перепела характеризуется ранней половой зрелостью и высокой плодовитостью, что дает возможность получать четыре поколения в год. Взрослые особи хорошо приспособлены к клеточному содержанию и разведению. Все это позволяет использовать японского перепела как модельный объект для генетических и селекционных исследований.

У перепелов со стандартной (дикой) окраской оперения птенцы имеют рыжевато-желтый пух с тремя продольными черно-бурыми полосками на спине, центральная из которых заканчивается острой стрелкой на голове. У половозрелых особей голова, спина, крылья и хвост коричнево-серые. Клюв у них темный, лапы розовые, глаза темно-серые. Взрослого самца всегда можно отличить от самки по окраске передней части тела. У самцов лицо и горло ржаво-коричневые, грудь - светло-коричневая без пестрин. У самок же передняя часть тела окрашена намного светлее, а верхняя часть груди покрыта мелкими черными пятнами (рис. 106). У суточных перепелят стандартной окраски, полового диморфизма в расцветке пуха птенцов не выявлено (рис. 107).



Рис. 106. Взрослые самец и самка



Рис. 107. Суточные перепелята

В настоящее время у этого вида домашних птиц известно 27 мутантных генов, которые изменяют дику (серо-коричневую) окраску всего оперения или отдельных перьев птицы [118] (рис. 108). Для раннего маркирования пола птенцов могут быть использованы аллели двух сцепленных с полом генов, контролирующие окраску пуха молодняка - локусы **Al** и **Br**. Первый локус представлен серией множественных аллелей: **Al** (дикий тип) > **ald** (осветление) > **alc** (цвет корицы) > **al** (неполный альбинизм). Второй локус включает рецессивную мутацию **br**, изменяющую стандартное серо-коричневое окрашивание пуха и оперения птицы (**Br**) на коричневое.

Для раннего распознавания пола птенцов японского перепела нужно скрещивать самцов с рецессивной белой (**al/al**) или рецессивной коричневой (**br/br**) окрасками оперения с самками дикого генотипа (**Al/Al Br/Br**). Все суточные гибридные самцы темно-серые, а самки в первом случае - бледно-желтые, во втором - темно-коричневые. Половой димор-

физм в окраске пуха гибридных птенцов четко выражен, что позволяет быстро и точно сексировать их по этому фенотипическому признаку. Схематично процесс сцепленного с полом наследования окраски пуха колорсексных перепелят представлен ниже.

Вариант №1 (система аллелей Al-al, аутосомный генотип C/C)

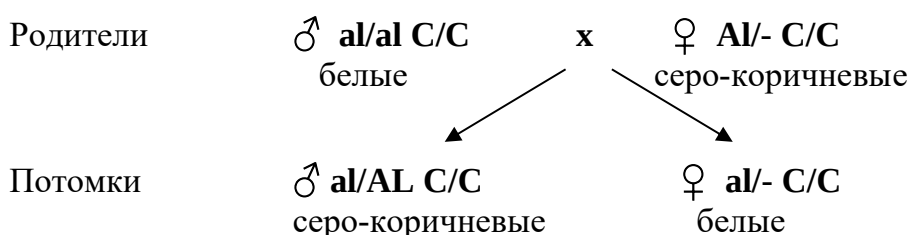
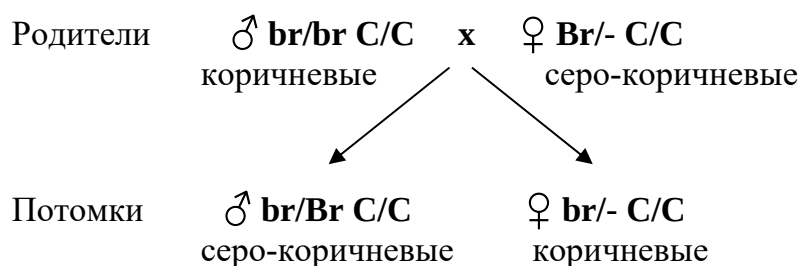


Рис. 108. Мутантные окраски перепелов



Рис. 109 Колорсексные перепелята (вар. №1)

Вариант №2 (система аллелей Br-br, аутосомный генотип C/C)



Цесарка. Все разновидности домашних цесарок происходят от дикого вида обыкновенной цесарки (*Numida meleagris*), которая имеет темно-серое с белыми пятнышками (крапчатое) оперение, сохранившееся у многих культурных пород. Птенцы серо-крапчатых цесарок, как и у большинства диких куриных, имеют характерную продольно-полосатую окраску пуха дорзальной поверхности тела. На общем золотисто-желтом фоне у них резко очерчены широкая центральная и узкие боковые темно-коричневые полосы. В отличие от

цыпляют светло-коричневого леггорна (дикий тип кур), цесарята серо-крапчатой разновидности по бокам головы имеют не одну, а пять узких темных полос.

В монографии В.Ф. Холландера [112] приведен список пяти мутантных генов, изменяющих серо-крапчатую окраску оперения дикой формы на голубую, белую, темную белогрудую и др. Как и у других домашних птиц, рецессивная мутация *c* в гомозиготном состоянии у цесарок обуславливает белую окраску оперения. Такие окраски оперения как "лавандовая", пурпурная и голубая контролируются, соответственно, рецессивными генами *l*, *p* и *i*.

У цесарок, также как и у большинства других видов домашних птиц, обнаружен сцепленный с полом рецессивный ген коричневого разбавления *is*, позволяющий проводить колорсексинг суточных гибридных цесарят [119]. С этой целью проводят скрещивание коричневых самцов (*is/is*) с серо-крапчатыми самками (*Is/-*). Все полученные от такого скрещивания цесарята-самцы имеют окраску пуха дикого типа (*Is/is*), а самочки - светло-коричневую (*is/-*).

Охотничий фазан. Заинтересованность в знании генетики охотничьего фазана (*Phasianus colchicus*) в последнее время возрастает в связи с интенсивным развитием фазановодства во многих странах мира. Мясо фазана бледно-розового цвета, принадлежит к числу наиболее ценных диетических продуктов, обладает прекрасным вкусом и нежной консистенцией.

Половозрелые самцы и самки типичной разновидности охотничьего фазана имеют различный фенотип. Самец окрашен ярко и пестро. Голова у него черная с металлическим блеском и неполным белым ошейником. Спина темная, в основном красновато-коричневая с черным окаймлением перьев. Поясница и кроющие хвоста медно-красные, рулевые перья бурые со светлыми поперечными полосами. Самки имеют защитную песочно-рыжую окраску оперения с темными пестринами на отдельных перьях (рис. 110).



Рис. 110. Взрослые самка и самец охотничьего фазана

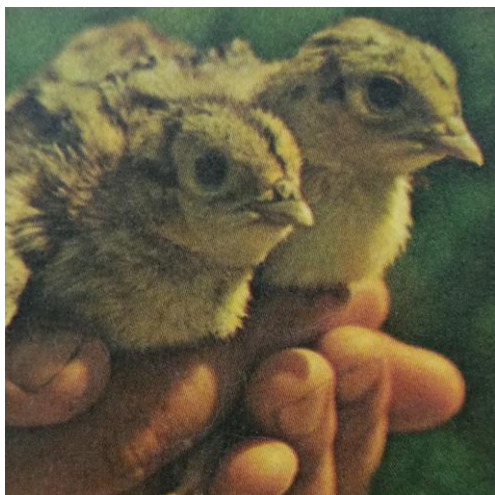


Рис. 111. Суточные фазанята

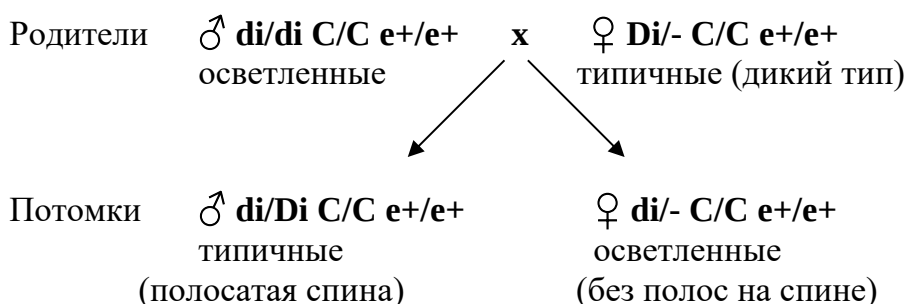


Рис. 112. Колорсексные фазанята (самец продольно-полосатый, справа – осветлённая самка)

Суточные фазанята обладают типичной для отряда куриных продольно-полосатой расцветкой пуха. На бледно-желтом фоне спины у них отчетливо видны три темные полосы (широкая центральная и узкие боковые), которые на голове объединяются и заканчиваются одной острой "стрелой". Ноги и клюв у молодняка серовато-розовые, радужина – темно-голубая (рис. 111).

У охотничьего фазана в настоящее время описаны три рецессивных (**s**- золотистость, **di** - осветление окраски, **al** - неполный альбинизм) и один доминантный (**Ba** - полосатость) сцепленные с полом гены, позволяющие получать колорсексное потомство при внутри- и межвидовых скрещиваниях [120]. По мнению Б. Уэнтворта и др. [121], для цветового сексирования фазанят предпочтение следует отдавать наиболее информативному в этом плане гену осветленной окраски пуха и оперения **di**. Для получения колорсексных гибридных фазанят нужно спаривать осветленных самцов (**di/di**) с самками типичного серовато-рыжего фенотипа (**Di/-**). Все полученные от этого скрещивания фазанята-самцы (**Di/di**), в отличие от самок (**di/-**), на светлом фоне спины имеют темные продольные полосы.

Схематично процесс сцепленного с полом наследования осветленной расцветки пуха птенцов при скрещивании двух разновидностей охотничьего фазана выглядит следующим образом:



На рис. 111 показаны аутосексные фазанята, полученные от этого скрещивания.

Павлин. По окраске оперения взрослый самец павлина обыкновенного (индийского) (*Pavo cristatus*) резко отличается от самки. Голова, шея и грудь у него синие, спина серебристо-полосатая, перья надхвостья зеленые, с характерным глазчатым рисунком на конце

каждого пера. Самка павлина окрашена гораздо скромнее. Оперение у нее в основном бурое, шея с зеленоватым оттенком, брюшко светлое (рис. 113).



Рис. 113. Самец и самка индийского павлина

Молодняк этого вида выводится весь покрытый коричневым пухом с пятнистым рисунком, который отдаленно напоминает расцветку северокавказских бронзовых индюшат. Клюв и ноги у птенцов серые, глаза серо-коричневые. В целом, общая окраска пуха суточных самцов несколько светлее, чем у самок, однако этот критерий пола нельзя считать надежным. Более четкие половые различия обнаружены по цвету разворачивающихся сразу после вывода опахал первостепенных маховых перьев. У однодневных самцов, как и у взрослых производителей, маховые перья первого порядка окрашены в кирпичный (желто-оранжевый) цвет (рис. 114-116). У самочек же на протяжении всей жизни эта группа птерилий окрашена в бурый цвет. Различия между полами настолько четкие, что позволяют безошибочно диагностировать пол молодняка павлина обыкновенного в любом возрасте [30].



Рис. 114. Общий вид молодого самца (слева) и самки (справа)



Рис. 115. Маховые перья молодого самца (слева) и самки (справа)

В настоящее время у обыкновенного павлина обнаружена сцепленная с полом мутация, которую можно использовать для получения колорсексных гибридных птенцов этого вида [112]. Сцепленная с полом цветная вариация расцветки пуха и оперения птицы получила название "камея" и для ее обозначения предложен символ **са**. Действие мутации **са** проявляется в изменении эумеланиновой пигментации на различные оттенки коричневого цвета. Участки оперения павлинов, в норме голубые или зеленые, под действием этого мутантного аллеля становятся интенсивно-шоколадного цвета, а черные участки приобретают серовато-коричневое окрашивание. Области оперения птицы, обычно имеющие коричневый оттенок, остаются без изменений.



Рис. 116. Маховые перья взрослого самца (слева) и самки (справа)



Рис.116а. Павлины-альбиносы (самец спереди)

У белых павлинов-альбиносов, как и у любых других мутантов **c/c** (куры, фазаны, гуси), пигментация в пухе птенцов и оперении взрослых особей отсутствует (рис.116а). Поэтому определять пол птиц-альбиносов следует другими методами (вентсексинг, ДНК-сексинг).

Скрещивание коричневых самцов-мутантов (**ca/ca**) с самками дикого фенотипа (**Ca/-**) обеспечивает четкое маркирование пола суточного молодняка по окраске пуха: все суточные самцы (**Ca/ca**) – бронзовые, а самки (**ca/-**) – коричневые.

Домашний голубь. Все породы домашних голубей произошли от сизого скалистого голубя (**Columba livia**), обитающего в Европе и Азии. Пожалуй, ни у одного вида домашних птиц нет такой генетической изменчивости, как у голубей. В настоящее время насчитывается более 350 пород голубей, которые предназначены для спортивных и декоративных целей. Мясное голубеводство приобрело существенное значение в Италии, Франции, Венгрии и США.

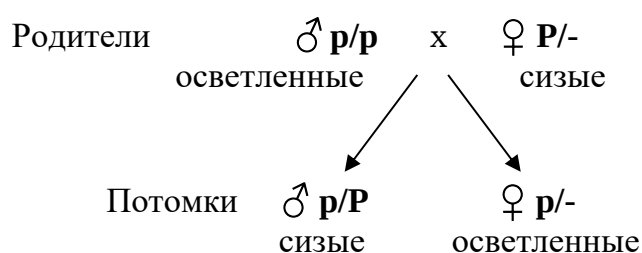
В настоящее время у этого вида домашних птиц описано четыре сцепленных с полом и 29 аутосомных локусов, которые контролируют широкую внутривидовую изменчивость окраски и рисунка оперения [52].

Для раннего определения пола у голубят прежде всего можно использовать рецессивный ген коричневого разбавления **b**. При скрещивании коричневых голубей (**b/b**) с сизыми самками (**B/-**) у потомков F_1 наблюдается сцепленное с полом наследование ювенальной окраски оперения: все гибридные сыновья (**B/b**) – серые, а самки (**b/-**) – шоколадно-коричневые [52].

Если скрещивать серых или желтых самцов, несущих в гомозиготном состоянии фактор осветления **d**, с интенсивно окрашенными самками (**D/-**) дикого типа, то все сыновья унаследуют окраску оперения матери, а все дочери – отца.

При скрещивании светло-серебристых голубок (**St/-**) с коричневыми или синими голубями (**st/st**) также наблюдается типичное крисс-кросс наследование окраски ювенального оперения. Все сыновья F_1 (**St/st**) – светло-серебристые, а дочери F_1 (**st/-**), в зависимости от аутосомного генотипа отца, соответственно, коричневые или серые.

Для цветового маркирования пола мясных голубят можно также использовать локус **P**, в котором рецессивный аллель **p** значительно осветляет окраску дикого типа [52]. Схематично этот процесс выглядит следующим образом:



В настоящее время для мясного промышленного голубеводства создано ряд синтетических аутосексных пород и кроссов ("Кинг-аутосекс", "Тексан пайонир аутосекс" и др.), отличающихся высокими продуктивными качествами.

Порода тексан одна из самых продуктивных аутосексных пород мясных голубей. Масса тела взрослых голубей составляет 800 — 900 г. Вылупившиеся из яиц птенцы аутосексны. Как и у большинства колорсексных пород домашних птиц, фенотипический эффект дозы сцепленных с полом генов (**♂ ZZ** и **♀ ZW**) формирует четкий половой диморфизм в окраске и длине пуха. Суточные самцы имеют светлый клюв, короткий светлый

пух или его совсем нет; самочки же покрыты длинным желтым пухом. На первый или второй день жизни у них на клюве появляется темно-розовое или коричневое пятно, которого нет у самцов. Взрослые голуби мужского и женского пола также легко различимы по цвету оперения. Самцы почти белые, только на шее и груди заметен слегка бурый или желтый оттенок. Самочки более темно окрашены, крылья у них бежевые, коричневые или бежевые с коричневыми полосками. Грудь у самок более темная — серая или голубая.

2.4. Естественная аутосексность птенцов домашних и диких птиц

У подавляющего большинства пород домашних и популяций диких птиц отсутствуют половые различия в расцветке пуха суточного молодняк. Типичным примером такой номорфной породы являются полтавские глинистые куры, которые широко распространены в Украине.



підвищена стійкість до неопластичних захворювань (хвороба Марек)

Возраст снесения первого яйца-140-145 суток, яйценоскость за год -275 шт. яиц, затраты корма на 10 яиц - 1,7-2,0 кг, скорлупа – коричневая

. Содержание желтка в яйце - 29%.

Энергетическая ценность яиц - 162 ккал.

Возраст достижения 50% яйценоскости - 160-165 суток.

Сохранность молодняк до 17 недель - 95-96%.

Вывод молодняк - 82-87%.

Живая масса в 52 недели (кг): петухи - 3,2-3,4; куры - 2,2-2,3.

Рис. 117 . Неаутосексная порода кур полтавская глинистая

В отличие от целенаправленно синтезированных аутосексных генотипов птицы (колорсексные линии, популяции и гибриды), обеспечивающих высокую точность фенотипического сексирования суточного молодняк (95-100 %), естественная аутосексность птенцов домашних и диких птиц формируется стихийно в процессе искусственного и естественного отбора и, как правило, обеспечивает невысокую (60-85 %) точность распознавания пола птенцов. Половые различия в расцветке пуха чистопородных птенцов возникают в том случае, когда сцепленный с полом ген определяет заметные различия в окраске или рисунке пуха молодняк в зависимости от присутствия его в гомо- или гемизиготном состоянии, т.е. когда имеет место фенотипический эффект дозы сцепленного с полом гена.

Сексирование суточных цыплят по цвету пуха при разведении птицы "в чистоте". У суточного молодняка некоторых "легких" пород кур - итальянская куропатчатая, золотистая бентамка и мини-куропатчатая - различная расцветка петушков и курочек обусловлена эффектом дозы сцепленного с полом рецессивного аллеля золотистости s , экспрессирующего на фоне генотипа $e+/e+$ (поперечно-полосатый рисунок дикого типа). При этом в качестве маркеров пола можно использовать две зоны полового диморфизма - широкую центральную полосу на спине и узкую полоску возле глаз. У курочек центральная полоса на спине, как правило, темно-коричневая, четкая, а у петушков - более светлая и расплывчатая (рис. 118). Кроме того, у женских особей по бокам головы отчетливо проступает узкая темно-коричневая полоса, которая тянется от глаза к затылку. У самцов такие полосы более короткие и светлые, или же их совсем нет. Учитывая интенсивность продольно-полосатого рисунка пуха на спине и голове, можно определять пол цыплят с точностью 80-83 % [30]. Следует подчеркнуть, что у взрослых самцов и самок перечисленных пород кур половой диморфизм в расцветке оперения также хорошо выражен. Петухи имеют золотисто-коричневую голову, шею и спину, а все остальное оперение у них черное. Расцветка самок более скромная: темно-серая с желто-розовой ("лососевой") грудью (рис.118).



Рис. 118. Цыплята и взрослые особи породы итальянская куропатчатая (вверху - самец, внизу - самка).

Работа по выведению синтетической группы мини-куропатчатых кур была начата нами в 1984 году [30]. При этом ставилась задача создать популяцию карликовой птицы со

стандартной окраской оперенья (дикий тип) и аутосексностью суточного молодняка. Первое поколение получено в результате скрещивания 10 мини-коричневых петухов с 60 итальянскими куропатчатыми курами. После выбраковки ненужных генотипов в F₄ была получена консолидированная группа карликовых мини-куропатчатых кур и петухов с желательной наследственностью: ♂ *s/s dw/dw e+/e+ co/co* и ♀ *s/- dw/- e+/e+ co/co* (рис. 119).

Фенотипический эффект дозы аллеля золотистости *s* позволил сексировать цыплят F₄ по интенсивности продольно-полосатого рисунка пуха с точностью 80,9%. При этом в качестве маркеров пола использовали две зоны полового диморфизма – широкую центральную полосу на спине и узкую полосу возле глаз (рис. 118). Среди суточных цыплят F₅ и F₆ был проведен дизруптивный половой отбор по интенсивности проявления продольно-полосатого рисунка, который несколько усилил степень выраженности полового диморфизма в расцветке пуха птенцов и, тем самым, позволил повысить точность сексирования молодняка F₇ до 86,6%.

У средиземноморских серебристых леггорнов, серебристо-серых доркингов и "зарянок" суточные цыплята также характеризуются четким продольно-полосатым рисунком спины и головы, но уже не на золотисто-соломенном, а на серебристо-сером фоне. Суточному молодняку перечисленных выше пород, как и итальянским куропатчатым цыплятам, характерен половой диморфизм в расцветке пухового покрова, который, по-видимому, обусловлен эффектом дозы гена серебристости *S*.

У ряда пород кур с черно-полосатым рисунком оперения (полосатый плимутрок, калифорнийская серая, мини-полосатые, линия 4 кросса "Беларусь-9 У") пол суточного молодняка можно определить по окраске пуха на голове. Пуховой покров суточных цыплят этих пород окрашен в черный цвет, на котором четко выделяется светлое пятно на затылке, однако у петушков оно большего размера (диаметр 12-18 мм), неправильной формы и нечетко очерчено. У курочек же пятно на голове отличается меньшими размерами (диаметр 3 - 13 мм), правильной формой и четким очертанием. Точность сексирования молодняка по величине пятна на голове составляет 88-92 %, при скорости около 2 тыс. гол./час.



Рис. 119. Половозрелые самка и самец полосатого плимутрока

Будучи сцепленным с полом, ген полосатости **В** видоизменяет не только окраску пуха цыплят, но и модифицирует "плюмаж" половозрелых особей - чистопородные самки выглядят темнее самцов (рис. 119). Поскольку особи женского пола содержат только одну "дозу" гена **В**, то отложение черного пигмента в перьях у них тормозится меньше, а темные полосы получаются примерно в два раза шире, чем белые, и все перо при этом выглядит темнее, чем у самцов. У чистопородных петухов с черно-полосатым оперением белые полосы на перьях такой же ширины, как и черные полосы, поэтому все оперение у этих самцов получается осветленным.

Созданные в ИП УААН популяция мини-полосатых яичных кур и популяция Г-1 мясо-яичных кур с черно-полосатой окраской оперения при разведении «в чистоте» также характеризуются частичной аутосексностью цыплят. За счет эффекта дозы сцепленного с полом гена **В**, который экспрессирует на фоне черной окраски пуха (**ЕЕ**), у суточных птенцов формируются половые различия по форме и величине светлого пятна на затылке (рис. 70). У суточных петушков это пятно значительно больше в диаметре (10-18мм), чем у курочек (3-12мм). Однако, четкой границы между фенотипами самцов и самок нет, поэтому и точность определения пола чистопородных цыплят находится на уровне 90-93%.

Аутосексные популяции уток. Ю.В. Бондаренко [122] впервые описал половой диморфизм суточных утят украинской породной группы уток, проявляющийся при разведении птицы "в чистоте". Наиболее сильно "естественная" аутосексность утят выражена в популяции уток с глинистой окраской оперения. Суточные самцы этой разновидности имеют коричнево-серую окраску пуха на спине и голове, а самки - светло-коричнево-серую (рис. 120). Средняя точность деления утят по полу на основании цветовых различий в разные годы составляла 95-97 %.

Половые различия в окраске пуха глинистых утят базируются на фенотипическом эффекте дозы сцепленного с полом неполностью рецессивного гена **d**. Два аллеля гомозиготных самцов обуславливают синтез большего количества коричневого пигмента, чем один ген у гемизиготных самок. Поэтому суточные самцы, как правило, темнее, чем самки.



Рис. 120. Укр. глинистые утята
(слева - более темный самец)



Рис. 121. Укр. серые утята
(слева - более темный самец)

Украинские серые утята имеют темно-серую окраску пуха с заметным зеленоватым отливом. Как показали наши исследования и у этой разновидности украинских уток самцы окрашены темнее (темно-оливковые), чем самки (оливковые) (рис. 121). Однако, половой диморфизм в окраске пуха у суточных утят этой популяции выражен значительно слабее, что в конечном итоге снижает точность аутосексирования молодняка до 80 - 82 %.

Причины невысокой точности цветового определения пола утят украинских популяций уток обусловлены вариабельностью основного тона окраски пуха у суточных самцов и самок. В связи с чем в ряде случаев наиболее светлые самцы ошибочно принимаются за самок и, наоборот, наиболее темные самки - за самцов.

Объективный характер ошибок колорсексирования продемонстрирован нами [30] при изучении с помощью денситометра ДО-1 оптической плотности (в сБ - сантибелах) окраски пуха у суточных утят разного пола. При этом были получены следующие результаты:

украинские глинистые	- ♂♂ $149,4 \pm 0,4$ сБ; ♀♀ $137,9 \pm 0,5$ сБ,
украинские серые	- ♂♂ $158,1 \pm 0,5$ сБ; ♀♀ $151,4 \pm 0,4$ сБ.

Несмотря на то, что суточные самцы в обеих популяциях по интенсивности пигментации пуха достоверно ($P < 0,001$) превосходили самок, все же по конкретным показателям оптической плотности наблюдался непрерывный переход от женского к мужскому фенотипу. В обеих популяциях вариационная кривая распределения значений оптической плотности окраски пуха молодняка имела двухвершинный характер ("женский" и "мужской" пики), что обусловлено смещением по оси абсцисс нормального распределения исследуемого показателя у однодневных селезней и уток.

Сексирование суточных утят глинистой и серой разновидностей с помощью оптического денситометра позволяет безошибочно определять пол особи только в том случае, если значение регистрируемого прибором признака находится вне зоны перекрытия кривых распределения оптической плотности окраски пуха самцов и самок. Как показали наши исследования, проведенные на цыплятах светло-коричневого леггорна [30], с помощью тщательной дивергентной селекции полов зону перекрытия можно уменьшить, и различия между суточными селезнями и уточками сделать более четкими и надежными.

У других пород, линий и популяций домашних и мускусных уток (пекинские, украинские белые, черные белогрудые, мускусные белые, мускусные черные, мускусные темно-коричневые, мускусные рябые) половые различия в расцветке пуха молодняка и оперения взрослых особей отсутствуют.

Японский перепел. В работе Я. Баумгартнера и Ю.В. Бондаренко [123] проведен поиск фенотипических маркеров пола у некоторых цветовых разновидностей японского перепела при разведении его в "чистоте". Были исследованы следующие линии, породы и популяции этого вида: английские белые, тукседо (смокинг-овые), британские ранговые с темно-коричневой окраской оперения, манчжурские золотистые, фараон, три линии с окраской дикого типа, а также три популяции, соответственно, с голубой, темно-коричневой и серо-коричневой (дикий тип) окрасками оперения.

Фенотипический анализ чистопородного молодняка показал, что во всех обследованных группах птицы, за исключением английских белых, половые различия в окраске и рисунке пухового покрова птенцов отсутствовали. Половой диморфизм суточных перепелат английской белой породы выражался в том, что примерно половина самок имела однотонную светло-желтую окраску дорзальной поверхности тела. У другой же части самок на

светло-желтом фоне обнаруживалось небольшое темное пятно на голове, диаметр которого не превышал 1 мм. У самцов на таком же светло-желтом фоне пятно в этом месте всегда было большего размера и варьировало в пределах 1-3 мм. Взяв наличие пятна и его величину за критерий пола, птенцов можно сексировать с точностью около 93,0 %.



Рис. 122. Перепела английские белые (самец, самка и 2 птенца)



Рис. 123. Колорсексные перепелята (слева самец с тёмным пятном)

Между окраской пуха суточных птенцов и окраской оперения половозрелых особей этой белоперой породы существует четкая взаимосвязь. Все взрослые самки чисто белые или имеют небольшое темное пятно на голове, у самцов пигментированный участок, как правило, значительно большего размера.

Цесарка. У большинства пород и цветовых разновидностей цесарок эффект дозы сцепленных с полом генов в окраске пуха чистопородных птенцов не установлен (рис.124-125). Однако, как показали наши исследования [30], у кремовых цесарок существует нечетко



Рис. 124. Самец и суточные цесарята серо-крапчатой породы



Рис. 125. Цесарята стандартной окраски (фенотип самца и самки одинаков)



Рис. 126. Цесарята кремовой разновидности (слева самец – более светлый, чем самка)

выраженная половая изменчивость окраски пуха молодняка и оперения взрослых особей. Суточные самцы этой разновидности, как правило, имеют бледно-розовый, а самки розовый или темно-розовый пух на спине и голове без намека на продольную полосатость (рис.126). Руководствуясь этим принципом, мы определяли пол суточных цесарят с точностью 86,7 %. Точность сексирования кремовых цесарят по цвету пуха в работе Я.Ройтера и Н.Гусевой составила 85,0 % [124].

У взрослых особей кремовой разновидности цесарок окраска оперения серовато-розовая, причем у половозрелых самок она также, как и у суточных, темнее, чем у самцов.

Охотничий фазан. На основании наших исследований [30], проведенных на многочисленных породах кур и домашних уток, была установлена четкая связь между половым дихроматизмом взрослых особей и однодневных птенцов. Чем ярче выражены различия в окраске и рисунке птерилий у взрослых самцов и самок, тем выше вероятность обнаружения частичной или полной аутосексности по расцветке пуха у суточного молодняка. Эту закономерность также подтвердило обследование однодневных фазанят типичной (дикий тип) и темной (мутантной) разновидностей охотничьего фазана, разводимого в Чугуевском дичепитомнике Харьковской области.

Самцы и самки типичной разновидности охотничьего фазана характеризуются четкими половыми различиями в расцветке оперения, характерными для дикой формы этого вида. У темной разновидности фазана половой диморфизм взрослых птиц выражен еще сильнее: окраска оперения самцов черная с зеленоватым отливом и без белого "ошейника". У самок же этой разновидности расцветка оперения песочно-бурая.

Осмотр живых и павших в течение первой недели жизни птенцов выявил половой диморфизм в расцветке пуха у двух разновидностей охотничьего фазана. Суточные фазанята типичной формы на бледно-желтом фоне спины и головы имели по три темные полосы. Наиболее информативной зоной полового диморфизма у птенцов этой разновидности является поверхность головы. У самочек рисунок "стрелки" на темени чаще всего черный и четкий, а у самцов - темно-коричневый и несколько расплывчатый. Однако фенотипическая граница между полами в этом случае трудно уловима, что и обусловило невысокую точность цветового распознавания пола молодняка (75,3 %) (рис. 127).



Рис. 127. Фазанята типичной разновидности (самцы немного светлее самок)



Рис. 128. Фазанята тёмной разновидности (самец – слева, самка – справа)

У темной разновидности охотничьего фазана половой диморфизм птенцов выражен более ярко: самцы полностью темно-коричневые, а самки черно-фиолетовые с белым полукольцом на передней части шеи. Окраска клюва и ног у самок также более темная, чем у самцов. Взяв эти два фенотипические различия за критерий пола, фазанят темной разновидности можно сексировать с точностью 98-100 % (рис. 128).

Генетический механизм половых различий в интенсивности окраски пуха птенцов двух разновидностей охотничьего фазана базируется на фенотипическом эффекте дозы сцепленного с полом гена золотистости *s*. Два аллеля у самцов (*s/s*) осветляют черную или типичную (продольно-полосатую) расцветку пуха сильнее, чем один аллель самок (*s/-*), что и приводит к формированию половых различий в окраске пухового наряда молодняка. Причем, фенотипический эффект дозы гена золотистости *s* заметно усиливается, когда в генотипе птенцов дикий аллель *e+* (поперечно-полосатый рисунок) заменен неполностью доминантным геном сплошной черной окраски *E*. Несомненно, этот же наследственный механизм лежит в основе ярко-выраженных различий в расцветке оперения половозрелых самцов и самок охотничьего фазана.

Золотой фазан. У молодняка золотого фазана (*Chrysolophus pictus*) окраска пуха на спине и голове бледно-желтая с тремя бурыми или темно-бурыми продольными полосами. По бокам головы от глаза к затылку тянется темная "бровь". Также как и у типичной разновидности охотничьего фазана, суточные самцы золотого фазана характеризуются более светлым диким рисунком, чем самки. Однако, фенотипические различия между полами нечетко выражены и поэтому в диагностике пола ненадежны (точность сексирования фазанят 70-75 %). Особей противоположного пола этого вида фазанов можно безошибочно отличить друг от друга по цвету радужной оболочки глаз, начиная с трехнедельного возраста. У самцов радужная оболочка - серо-голубая, а у самок - желто-коричневая. У других видов фазанов (фазан Микадо, фазан Свайно, фазан Эллиота, серебряный фазан) половые различия птенцов по фоновой окраске пуха и деталях маскировочного продольно-полосатого рисунка отсутствуют.

Магелланов гусь (*Chloephaga picta*). У подавляющего большинства видов диких гусей расцветка оперения взрослых самцов и самок одинакова. Исключение среди гусей составляют всего несколько видов, в т.ч. и магелланов гусь, самцы которого покрыты се-

ребристо-светлым, а самки - темно-коричневым оперением. Окраска кожи лап у половозрелых гусаков черная, а у гусынь – жёлтая (рис. 129). Проведенный нами осмотр пуховиков магелланова гуся в Харьковском и Московском зоопарках выявил половые различия в окраске их нижних конечностей: у самцов лапки черные, а у самок - темно-серые. Кроме того, окраска пуха на спине и голове суточных самцов значительно светлее, чем у самок (рис. 130).



Рис. 129. Магелановы гуси (самец слева)



Рис. 130. Двухдневные гусята (самец слева)

Обыкновенный глухарь (*Lyrurus tetrix*). Самец обыкновенного глухаря отличается от самки значительно более крупными размерами, длинным хвостом и более яркой окраской оперения. Расцветка перьевого покрова взрослого самца черно-серо-бурая с отдельными светлыми крапинками и полосками. У половозрелой самки окраска оперения пестрая: спина темно-бурая со светлыми поперечными полосами, грудь и брюхо светло-охристые, хвост каштановый [125] (рис. 131).



Рис. 131. Половозрелый самец и две самки глухаря обыкновенного

Однодневные птенцы глухаря, как и у большинства других представителей отряда куриных, имеют маскировочный продольно полосатый рисунок пухового покрова на дорзальной поверхности тела. Фоновая окраска спины и головы глухарят варьирует от пепельного до оранжевого цвета, однако связь этих вариаций с полом птенцов пока еще детально не проанализирована.

К 15-дневному возрасту начинает проявляться первый признак колорсексности молодняка: пучки перьев "ушек" у самцов пепельно-серые, а у самок - рыжие.

К месячному возрасту молодняка заканчивается формирование первичного перьевого покрова, который по окраске напоминает расцветку оперения взрослой самки. Колорсексность глухаря в этом возрасте выражена еще сильнее. У 30-дневных самцов, в отличие от самок, на голове, шее и груди начинает появляться переходное оперение: на голове и шее пепельно-бурое, а на груди – однотонно-бурое. Месячные самцы имеют массу тела в среднем 470 г, самки - 360 г. У самцов в этом возрасте также начинает изменяться голос [125].

Заключение. Сравнительный межвидовой анализ расцветки пуха у суточного молодняка домашних и диких птиц позволяет сделать ряд обобщений, приведенных ниже.

1. У подавляющего большинства популяций домашних и диких птиц отсутствуют половые различия в расцветке пуха суточного молодняка.

2. Хорошо заметный половой диморфизм в окраске и рисунке пуха однодневных птенцов характерен для видов и популяций птиц, у которых половые различия в расцветке оперения взрослых особей ярко выражены.

3. Суточные самцы аутосексных разновидностей птиц имеют, как правило, более светлую окраску пуха, чем самки.

4. В отличие от искусственно выведенных аутосексных генотипов птицы, естественная аутосексность птенцов не так четко выражена, что обеспечивает, как правило, невысокую точность распознавания их пола – 65 — 85%.

5. Высокая точность аутосексинга птенцов (95 — 100%) возможна только для молодняка темной разновидности охотничьего фазана, павлина обыкновенного и суточных утят с глинистой окраской пуха (украинская популяция).

Глава 3. Определение пола молодняка домашней птицы в процессе выращивания

3.1. Теоретические основы позднего сексирования молодняка

Принцип метода. При выращивании для племенных целей несортированного по полу молодняка часто возникает необходимость выбраковки подращенных лишних самцов. Это довольно легко можно сделать, если молодые цыплята, индюшата, утята или гусята колорсексны. В этом случае цветовые различия полов по окраске пуха четко проявляются уже в суточном возрасте, а в последующие возрастные периоды пол каждой конкретной особи без труда можно распознать по окраске оперения.

Совсем по-другому обстоит дело с молодняком неаутосексных пород и гибридов сельскохозяйственной птицы, у которой отсутствуют цветовые или морфологические маркеры пола. Такой однородный молодняк в любом возрасте можно разделить на самцов и самок путем осмотра раскрытой клоаки и выявления зачаточного репродуктивного органа у самцов (см. главу 1). Для этой цели также можно использовать акустический, цитогенетический, молекулярно-генетический и ЯМР-методы, подробно описанные в 1-ой и 3-ей

главах. У павших особей любого возраста пол можно абсолютно точно определить анатомическим методом путем вскрытия брюшной полости и выявления семенников у самцов и яичников у самок.

Поскольку все перечисленные выше методы сексирования подращенного молодняка трудоемки и сложны в исполнении, а анатомический метод вообще не приемлем для прижизненного определения пола птенцов, то на сегодняшний день представляется весьма актуальным научить птицеводов-практиков как можно раньше распознавать пол подращенных цыплят, индюшат, утят и гусят по вторичным половым признакам.

Известно, что благодаря мужским и женским половым гормонам (андрогены и эстрогены соответственно) у молодняка птиц формируется широкий спектр половых различий по морфологическим, анатомическим, физиологическим и акустическим признакам [126 – 130]. Многие из этих дифференцирующих пол различий выражены настолько четко, что могут стать надежной основой для определения пола подращенного молодняка по внешнему виду. Например, молодые самцы некоторых видов домашних птиц (мускусная утка, индейка, курица) существенно превосходят самок по энергии роста и массе тела, что позволяет уже в месячном возрасте довольно точно (65 – 80 %) отделять мужские особи от женских методом индивидуального взвешивания молодняка (рис. 132). Принцип весового метода и последовательность операций при его реализации подробно описаны в разделе 1.1.

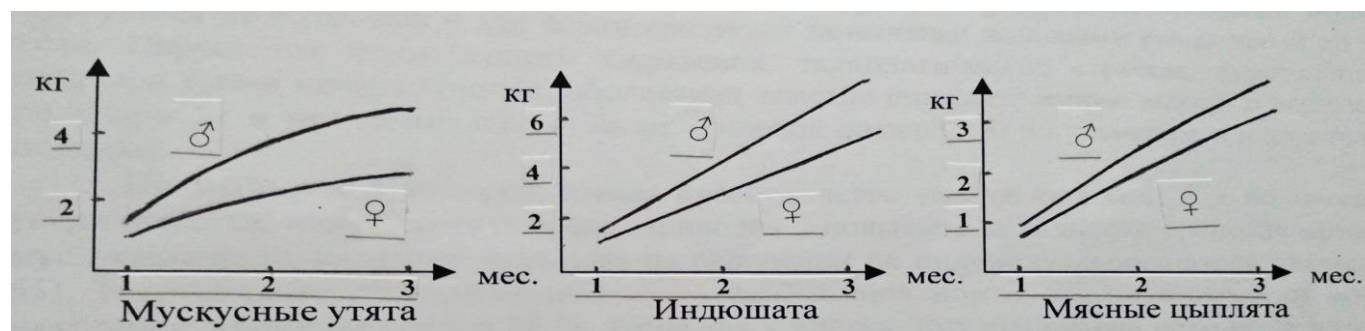


Рис. 132. Динамика массы тела молодых самцов и самок различных видов домашних птиц в первые месяцы жизни

Однако следует подчеркнуть, что только хорошо выращенный месячный молодняк мускусных уток, индеек и кур характеризуется заметными половыми различиями по массе тела. Нарушения полноценного кормления, технологические стрессы, переуплотнение птицы, а также инфекционные заболевания заметно снижают живую массу, в первую очередь, самцов, и тем самым сводят на нет половой диморфизм по размерам и массе тела молодняка.

По мере роста молодой птицы превосходство самцов над самками по массе тела увеличивается, что, в свою очередь, приводит к повышению точности распознавания пола мускусных утят, индюшат и цыплят на основании их индивидуального взвешивания. Так, например, двухмесячных мускусных самцов можно отделить от самок весовым методом с точностью около 88 %, тогда как у индеек этот показатель находится на уровне 80 %, а у мясных кур — только 60 %. Из кривых распределения живой массы 3-месячного молодняка видно, что достоверность определения пола молодых мускусных утят, индюшат и цыплят с увеличением возраста птицы заметно повышается и составляет уже соответственно 90, 84 и 70 % (рис.133).

Суточные



4,6%

**3-х
месячные**



33,0%

**Половозре-
лые**



80,0%

Рис. 133. Динамика полового диморфизма (%) по массе тела у индеек

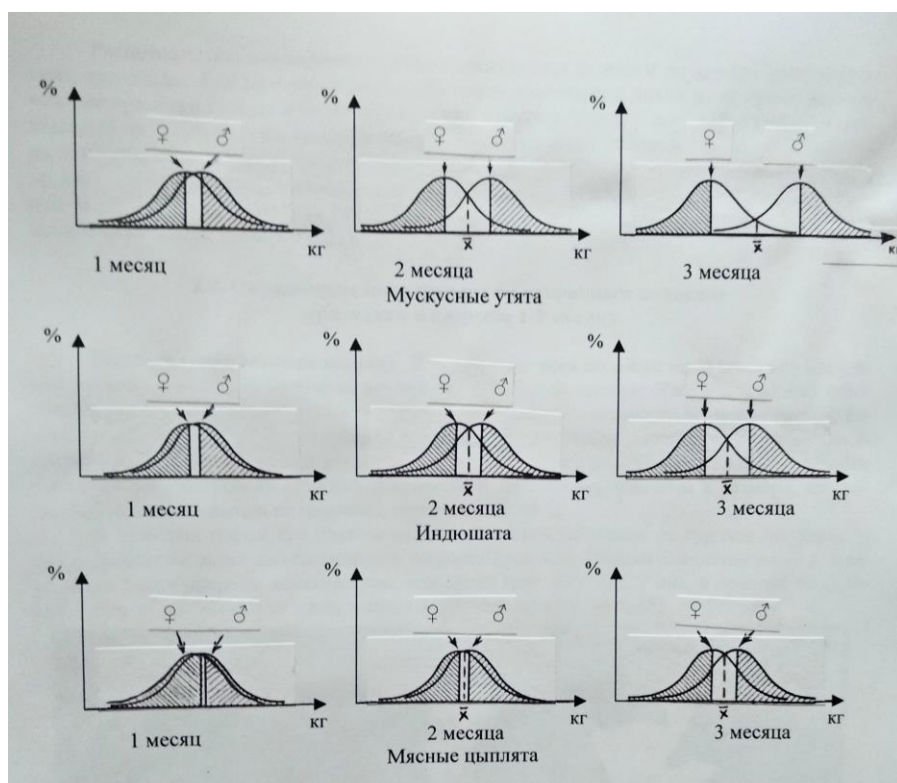


Рис. 134. Половой диморфизм мускусных утят, индюшат и мясных цыплят по массе тела в разном возрасте

Распознать пол выращиваемого молодняка птицы можно и по другим фенотипическим признакам. Как правило, у молодых самцов домашних и диких птиц лучше развиты кожные придатки головы и более агрессивный характер. Почти у всех видов сельскохозяйственной птицы выявлены существенные половые различия молодых особей по длине бедра, плюсны, киля и других частей скелета [126-130]. Все эти формы полового диморфизма по мерным признакам для каждого вида и породы птицы сложились в процессе длительной эволюции (под действием естественного и искусственного отборов) и имеют определенное адаптивное значение [131].

3.2. Определение пола цыплят по вторичным половым признакам в возрасте 1-2 месяца

Позднее сексирование цыплят. У кур раньше всех по вторичным половым признакам можно сексировать молодняк яичной породы белый леггорн. Уже в две недели некоторые петушки этой породы заметно превосходят своих сверстниц по величине гребня, который к этому времени у них приобретает розовый цвет, тогда как у курочек гребень желтоватый и значительно меньшего размера. В три с половиной недели практически у всех петушков гребень становится красным и заметно увеличенным в размере, что позволяет отделить самцов от самок с точностью 96 — 100 %.

У тяжелых пород кур удается надежно отличать петушков от курочек по форме и цвету гребня не ранее пятинедельного возраста (рис. 136). Мясные цыплята-самцы в этом

Генетический контроль вариабельности гребня у кур

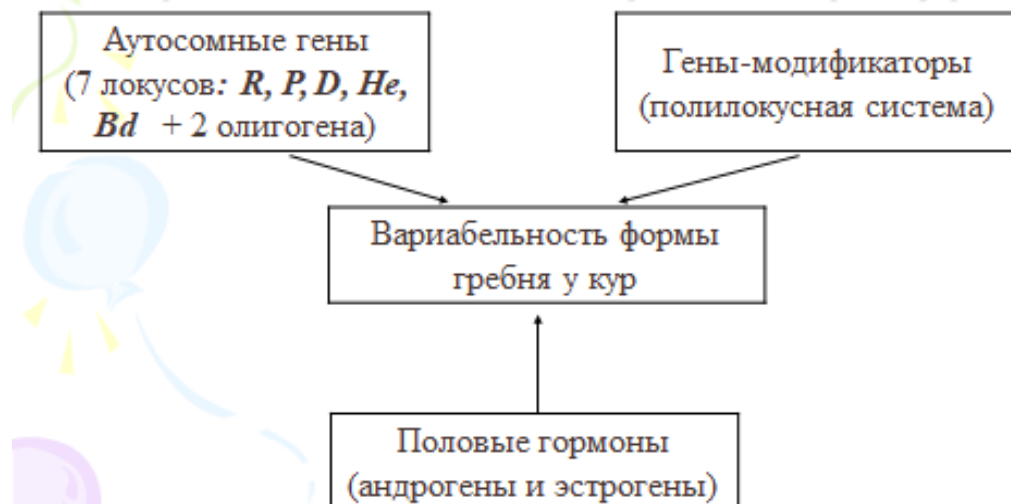


Рис. 135. Генетический контроль вариабельности гребня у кур

Двухнедельный петушок



Двухнедельная курочка



Рис. 136. Головы пятинедельного петушка (слева) и курочки



Рис. 137. Плюсна петушка (♂) и курочки (♀) в возрасте 5 недель



Рис. 138. Оперенность спины молодого петушка (♂) и курочки (♀)



Рис . 139. Крыло пятинедельного петушка



Рис . 140. Крыло пятинедельной курочки



Рис 141. Экстерьерный профиль пятинедельного петушка



Рис. 142. Экстерьерный профиль пятинедельной курочки

возрасте также оперены заметно хуже, чем самки (рис. 64 – 69). У них, в отличие от курочек, более развиты зачатки шпор и заметно длиннее плюсны (рис. 64).

Половые различия между самцами и самками по величине и цвету гребня проявляются у всех пород кур не зависимо от наследственного типа гребня (листовидный, розовидный, роговидный и др.). Схематично генетический контроль различных типов гребня у кур представлен на рис.135.

Хорошим методом сексинга 3-5-недельных цыплят является наблюдение за ними в стрессовых ситуациях, спровоцированных громкими звуками, внезапным появлением человека в поле зрения цыплят, приближением хищного зверя (кошки, собаки) и др. Испуганные цыплята в таких ситуациях разбегаются в разные стороны, и в этот момент манера держать голову у курочек и петушков не различается. Однако при последующей остановке самцы и самки занимают характерную для каждого пола позу покоя. Петушки инстинктивно стоят прямо и держат голову высокоподнятой - обзорно-защитная позиция. При этом они издают своеобразные тревожные звуки – "к-р-р...", к-р-р..., к-р-р". Курочки же в таких случаях обычно приседают, опускают голову вниз и некоторое время остаются неподвижными и молчаливыми (рис. 143).

В табл. 4 приведено описание наиболее типичных экстерьерных различий, которые можно использовать для сортировки по полу подброшенного в хороших условиях молодняка пород кур различного направления продуктивности. При некотором навыке любой птицевод-любитель сможет довольно легко различать экстерьерные особенности молодых

Таблица 6. Типичные половые различия кондиционных 5-недельных цыплят разных пород кур по экстерьерным и этологическим признакам

№	Признак	Петушок	Курочка
1.	Гребень: а) размер б) цвет	Крупный, хорошо вы- ражен Красный	Маленький, слабо развит Желтый или оранжевый
2.	Клюв	Крепкий, слегка изогнут	Менее развитый, прямой
3.	Голова	Более округлая	Менее округлая
4.	Шея, зоб, бока	Редкое оперение	Густое оперение
5.	Спина	Плохо оперена	Хорошо оперена
6.	Хвост	Короткий, изогнутый книзу	Заметно длиннее, прямой
7.	Ноги	Длинные, более толстые	Короткие, изящные
8.	Зачатки шпор	Более развиты	Менее развиты
9.	Оперенность крыловых дуг	Покрываются редкими перь- ями	Хорошо оперены
10.	Размер тела	Более крупный	Меньшего размера
11.	Темперамент	Драчливый	Спокойный
12.	Поза после испуга	Стоит прямо с верти- кально поднятой голо- вой	Приседает и опускает голову
13.	Звуковой сигнал после ис- пуга	Издает характерный тревожный звук	Остается безмолвной

петушков и курочек и успешно делить их по полу лишь по внешнему виду, начиная уже с 5-ой недели выращивания. Однако, следует подчеркнуть, что только хорошо развитый молодняк со стандартной живой массой можно надежно сексировать на основании учета полового диморфизма по экстерьерным признакам. У отстающих в росте и больных цыплят половые различия слабо выражены или даже совсем отсутствуют, что исключает у такого молодняка возможность фенотипической идентификации пола.

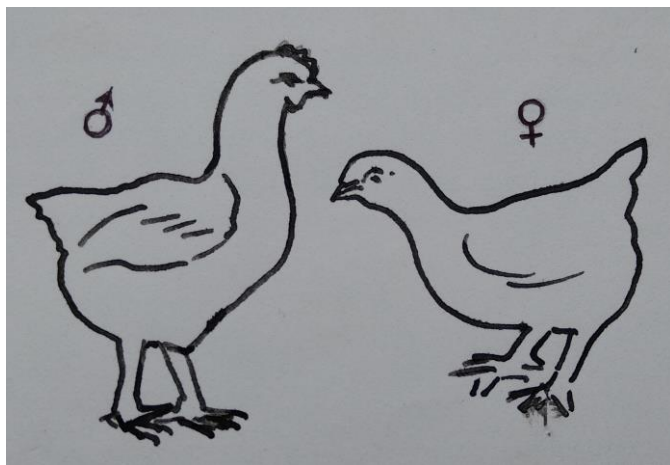


Рис. 143. Характерная поза молодого петушка и курочки после испуга



Рис. 144. Структура поясничного пера молодого петушка (слева) и курочки

Из перечисленных в табл. 6 признаков наиболее информативными и удобными для диагностики пола подращенных цыплят являются величина и цвет гребня, а также степень оперенности спины. Комплексный анализ этих двух признаков позволяет одному сортировщику вместе с помощником за час работы просмотреть и определить пол у тысячи цыплят с точностью 97-100 %.

К двухмесячному возрасту (8,5 недель) у цыплят половой диморфизм по многим экстерьерным признакам усиливается, особенно это касается величины и формы гребня. У петушков в этом возрасте, независимо от формы (листовидной, розовидной, гороховидной и др.), гребень намного крупнее, ярко-красного цвета, набухший и на ощупь теплый в связи с усиленным притоком крови. У курочек же гребень остается маленьким, розово-желтым или оранжевым и холодным на ощупь.

Двухмесячные петушки уже начинают петать и все чаще затевают драки между собой. У них также заметно больше размеры тела, массивнее голова, шире грудь и толще ноги.

Важным диагностическим признаком пола 2-месячных цыплят являются форма и структура окаймления уже выросших к этому времени перьев поясницы (косицы). У самцов эти перья более длинные и к концу заострены, а у самок - закруглены. Кроме того, молодые петушки, независимо от основной окраски оперения (коричневая, красная, глинистая, белая или черная), отличаются от курочек характерным для мужского пола хорошо выраженным золотистым или серебристым блеском поясничных перьев. Будучи сцепленными с полом, гены золотистости *s* и серебристости *S* представлены у самцов (**ZZ**) двумя дозами, а у самок (**ZW**) - только одной. В результате этого золотистая или серебристая окаймленность перьев поясницы (а потом и гривы) у молодых и половозрелых петухов выражена значительно сильнее, чем у курочек (рис. 144).

3.3. Половой диморфизм и определение пола бройлеров кросса «Росс-308»

Изучение половых различий выращиваемого молодняка по экстерьерным показателям представляет интерес в нескольких аспектах. Во-первых, необходимо иметь четкое представление о половой и внутривидовой изменчивости морфометрических признаков у самцов и самок. Во-вторых, в случае обнаружения значительных половых различий в экстерьерных показателях, целесообразно определить возможность использования этой изменчивости для определения пола цыплят в процессе их выращивания. И, наконец, интересен микроэволюционный аспект проблемы, связанный с различной стабильностью онтогенеза у разных полов.

Все вышесказанное обуславливает необходимость получения более полной информации о половой изменчивости статей экстерьера бройлеров в процессе выращивания и разработки приемов точного сексирования цыплят с помощью наиболее информативных признаков.

Наши исследования проведены в 2013 году в лаборатории птицеводства СНАУ на 57-ми цыплятах-бройлерах кросса «Росс-308». Начиная с суточного возраста, проводили визуальное наблюдение за ростом и развитием молодняка. Определение живой массы и промеров тела мясных цыплят проводили еженедельно по общепринятой методике. При этом индивидуально у каждой особи были изучены следующие фенотипические признаки: живая масса (г), длина плюсны (см), обхват плюсны (мм), длина 3-го пальца (см), высота гребня (мм), длина гребня (мм), реакция молодых петушков и курочек на взвешивание — агрессивность (баллы 1 — 5) и цвет гребня и сережек. Окраску кожных придатков головы оценивали следующим образом в баллах: 1 — желтая, 2 — розовая, 3 — светло-красная, 4 — красная, 5 — насыщено-красная.

Истинный пол опытного молодняка определяли при забое бройлеров, вскрытии брюшной полости и осмотре гонад. У самцов в области крестца расположены два семенника, а у самок — один непарный плоский яичник. При падеже пол особей также определяли анатомическим методом. Статистический анализ данных проведен с использованием t-критерия Стьюдента.

В таблице 7 приведены данные промеров экстерьера у самцов и самок бройлеров в процессе их выращивания. Наши онтогенетические наблюдения за бройлерами показали, что благодаря мужским и женским половым гормонам (андрогены и эстрогены соответственно) у цыплят в процессе выращивания формируется широкий спектр половых различий по морфологическим и поведенческим признакам. Многие из этих дифференцирующих пол различий выражены настолько четко, что могут стать надежной основой для определения пола подращенного молодняка по внешнему виду. Это, в первую очередь, относится к половым различиям в величине и окраске гребешков у подрастающих цыплят, а также в их реакции на взвешивании (уровень агрессивности).

Уже в две недели некоторые петушки заметно превосходят своих сверстниц-курочек по величине листовидного гребешка, который к этому времени у них приобретает светло-розовый цвет, тогда как у курочек гребешок желтый и значительно меньшего размера.

В 3-недельном возрасте половые различия по размеру и цвету гребня увеличиваются и становятся статистически достоверными ($P > 0,999$). У петушков гребешок значительно крупнее и более ярко окрашен (розовый), у курочек же он маленький и желтый.

Таблица 7. Возрастная динамика промеров статей экстерьера цыплят-бройлеров кросса “Росс-308”

Возраст, недель	Пол	n	Живая масса, г	Фенотип гребня			Длина плюсны, см	Длина 3-го пальца, см	Агрессивность, баллы
				Высота, мм	Длина, мм	Цвет, баллы			
0	♂♂	32	42,6±0,73	1,18±0,02	10,6±0,4	1,00	2,2±0,2	2,3±0,2	1,00
	♀♀	25	40,5±0,64	1,10±0,03	10,0±0,3	1,00	2,1±0,3	2,2±0,2	1,00
1	♂♂	32	192,7±9,9	2,14±0,14	10,9±0,4	1,00	3,6±0,3	3,1±0,4	1,00
	♀♀	24	188,5±6,4	1,60±0,28	10,2±0,3	1,00	3,3±0,4	3,0±0,5	1,00
2	♂♂	32	405±28	5,0±0,43*	13,9±0,5	1,20	4,7±0,5	4,1±0,2	1,2±0,1
	♀♀	23	388±20	3,0±0,40	13,0±0,4	1,00	4,4±0,3	3,9±0,4	1,1±0,1
3	♂♂	32	788±29	6,9±0,3*	24,9±0,7*	1,8±0,1*	4,8±0,3	4,4±0,4	1,7±0,2*
	♀♀	23	760±30	4,0±0,4	17,2±0,6	1,1±0,1	4,4±0,4	4,2±0,3	1,2±0,1
4	♂♂	32	1253±41	8,6±0,4*	29,1±0,6*	2,8±0,1*	5,1±0,3	5,0±0,4	2,0±0,2*
	♀♀	23	1227±34	5,2±0,3	21,2±0,5	1,2±0,1	4,8±0,3	4,6±0,3	1,3±0,2
5	♂♂	32	1907±57	13,1±0,5*	35,9±0,8*	3,9±0,1*	5,8±0,3	5,5±0,3	2,2±0,2*
	♀♀	23	1818±35	7,4±0,3	22,7±1,0	1,7±0,1	5,3±0,2	5,1±0,2	1,4±0,1
6	♂♂	32	2601±73	18,2±0,8*	42,2±1,0*	4,3±0,1*	6,5±0,3	6,0±0,3	2,3±0,1*
	♀♀	23	2436±53	8,5±0,3	26,5±0,6	2,1±0,1	5,7±0,2	5,3±0,2	1,6±0,1

Примечание: * - различия статистически достоверны при $p > 0,999$.

В четыре недели, практически у всех петушков гребень становится светло-красным и заметно увеличенным в размере. Его высота в обследованной выборке колебалась от 6,8 до 10,0 мм, что высокодостоверно больше ($P > 0,999$), чем у курочек (4,0 — 6,8 мм). Поскольку распределение этого признака в группах самцов и самок практически не перекрывается, высоту гребня можно считать надежным критерием пола при сексинге 4-недельных мясных цыплят. По длине гребня превосходство петушков (29,1 мм) над курочками (21,2 мм) в этом возрасте также было статистически высокосignificantным ($P > 0,999$). Сочетание всех трех признаков фенотипа гребня (высота, длина, цвет) позволяет отделить 4-недельных самцов от самок с точностью 97,0 %.

В 5-недельном возрасте у бройлеров половой диморфизм по фенотипу гребня усиливается, что дает возможность безошибочно разделять их на самцов и самок. Так, наши наблюдения за 35-дневными бройлерами показали, что средняя высота гребня у самцов достигает 13,1±0,5 мм, тогда как у курочек – только 7,4±0,3 мм ($P > 0,999$). У 5-недельного молодняка точность сексинга только по фенотипу гребня в наших исследованиях составила 100 %.

В 42 дня половые различия мясных цыплят по фенотипу гребня усиливаются, что еще в большей степени упрощает и ускоряет сортировку молодняка по полу на основании этого экстерьерного признака. Цыплята-самцы в этом возрасте более агрессивны (табл.1), оперены заметно хуже, чем самки, и у них уже начинают формироваться зачатки шпор, и становятся длиннее плюсны ног. Ранее было установлено, что размер гребня (его высота и длина) у самцов-бройлеров положительно коррелирует ($r = 0,67 — 0,76$) с суммарной массой их семенников, которая в этом возрасте варьирует от 0,4 до 0,8 г [4]. Этот факт кос-

венно подтверждает влияние половых гормонов (в основном, тестостерона) на размеры кожных придатков головы у петушков [5].

Как видно из табл. 7, для сексинга птенцов признаки «живая масса» и «длина плюсны», «длина третьего пальца» подходят в меньшей степени. Тем не менее, комплексный анализ этих признаков в сочетании с фенотипом гребня ускоряет процесс сексинга. Следует, однако, подчеркнуть, что только хорошо выращенный месячный молодняк кур характеризуется заметными половыми различиями по экстерьеру и массе тела. Нарушения полноценного кормления, технологические стрессы, переуплотнение птицы, а также инфекционные заболевания заметно снижают живую массу, в первую очередь самцов, и тем самым сводят на нет половой диморфизм подращенных цыплят по размерам и цвету гребня, длине ног и массе тела молодняка.

В табл. 8 в сравнительном аспекте приведена возрастная динамика полового диморфизма различных признаков экстерьера у бройлеров. Такой онтогенетический анализ позволил ранжировать изученные мерные признаки по величине полового диморфизма птицы в разные возрастные периоды. Невзирая на некоторые особенности, на всех этапах онтогенеза молодняка прослеживается общая закономерность: начиная с суточного и до 6-недельного возраста наибольший уровень полового диморфизма у мясных цыплят отмечен по высоте и окраски гребня. По всем остальным изученным признакам экстерьера превосходство самцов над самками было менее выражено.

К 6-недельному возрасту проанализированные признаки экстерьера бройлеров по степени убывания величины полового диморфизма расположились в следующей последовательности: высота гребня (114,12 %), цвет гребня (104,76 %), длина гребня (59,24 %), агрессивность цыплят (43,75 %), длина плюсны (14,04 %), длина третьего пальца (13,21 %), живая масса (6,77 %).

Таблица 8. Динамика полового диморфизма (%) по признакам экстерьера бройлеров

Возраст, недель	Живая масса	Фенотип гребня			Длина плюсны	Длина 3-го пальца	Агрессивность
		Высота	Длина	Цвет			
0	5,18	7,23	6,00	0,00	4,76	4,54	0,00
1	2,23	33,75	6,86	0,00	9,09	3,30	0,00
2	4,38	66,67	6,92	20,00	6,82	5,12	9,09
3	3,68	72,50	44,76	63,64	9,09	4,76	41,67
4	2,12	65,38	37,26	133,33	6,25	8,69	53,85
5	4,90	77,03	58,15	129,41	9,43	7,84	57,14
6	6,77	114,12	59,24	104,76	14,04	13,21	43,75

Выводы. 1. К 6-недельному возрасту признаки экстерьера бройлеров по степени убывания величины полового диморфизма расположились в следующей последовательности: высота гребня (114,12 %), цвет гребня (104,76 %), длина гребня (59,24 %), агрессивность цыплят (43,75 %), длина плюсны (14,04 %), длина третьего пальца (13,21 %), живая масса (6,77 %).

2. Среди изученных морфологических признаков наиболее информативным для опре-

деления пола является фенотип гребня (его размер и цвет), который позволяет определять пол бройлеров с точностью 100 % начиная с 5-недельного возраста.

3.4. Сексирование подрощенного молодняка сельскохозяйственной птицы мясного направления продуктивности

Позднее сексирование индюшат, утят, гусят и цесарят. Молодые (рис. 145) и половозрелые индюки (рис. 146) заметно превосходят самок по массе и размерам тела, толщине ног и величине кожных придатков на голове.



Рис. 145. Молодые индюки



Рис. 146. Половозрелые индюки

Начиная с двухмесячного возраста у селезней в хвостовом оперении появляются 2-4 кольцеобразно загнутых пера, которые всегда отсутствуют у уток (рис. 147). Кроме того, в этом возрасте домашние утки (но не мускусные) уже громко крикают, а селезни издадут лишь слабое сиплое шипение, отдаленно напоминающее приглушенное криканье самок.

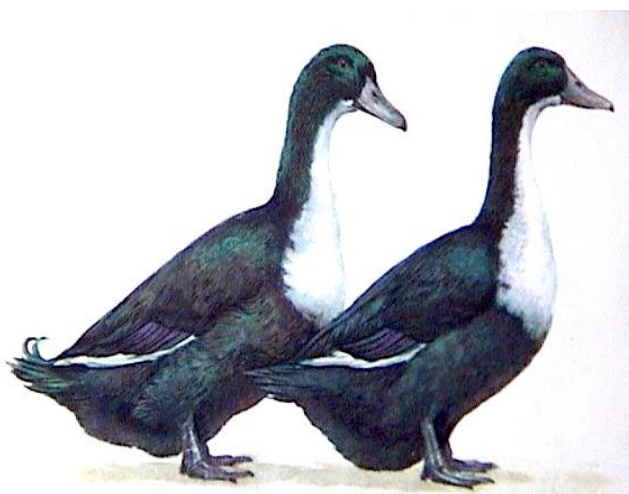


Рис. 147. Молодые утки породы чёрная белогрудая (самец слева)

До 2-месячного возраста пол утят мускусной и обычной домашней утки можно безошибочно определить только по строению клоаки. Для осуществления процедуры вентсексинга сидящий на стуле оператор слегка зажимает утенка между коленями головой вниз и животом к себе. При таком положении утенка сортировщику гораздо легче действовать обеими руками. После того как утенок надежно зафиксирован, пальцами обеих рук ему раскрывают клоаку и по наличию или отсутствию спиралевидного зачатка полового органа самцов определяют пол каждой конкретной особи. У молодых утят мужского пола длина зачатка репродуктивного органа составляет 3-4 мм, а у племенных селезней - 6-8 см.

У мускусных и домашних селезней, также как и у других видов птиц, пенис образован складкой вентральной части заднего отдела клоаки [132]. Фиброзный остов пениса взрослого селезня имеет пустоты, заполняющиеся во время эрекции лимфой. Поверхность пениса покрыта слизистой оболочкой, которая образует спиралевидную складку в виде жолоба. Во время спаривания этот жолоб превращается в канал, по которому сперма поступает во влагалище самки (рис. 148).

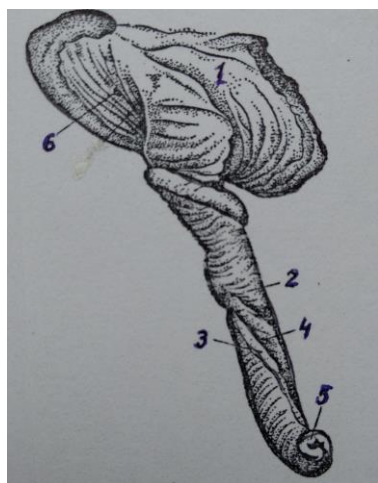


Рис. 148. Половой член селезня:
1-клоака; 2-пенис; 3-жолоб; 4-валик жолоба;
5-конец жолоба; 6-отверстие семяпровода.

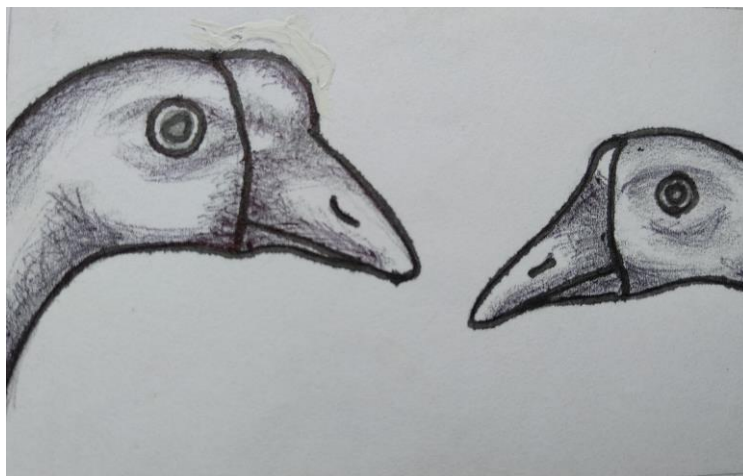


Рис. 149. Половые различия величины
шишки на голове у гусака и гусыни
горьковской породы

В отличие от других видов домашних птиц определять пол молодых и взрослых гусей по вторичным половым признакам трудно, так как по внешнему виду гусыни и гусаки мало различимы. Только очень опытный птицевод может отличить молодого гусака от гусыни по более массивной голове, груди и утолщенным плюснам ног, а также более высокому голосу. У пород гусей, ведущих свое происхождение от обитающего в Китае дикого гуся сухоноса (холмогорские, горьковские, кубанские и др.), характерная шишка на голове у молодых и старых самцов намного больше, чем у их гусынь-сверстниц (рис. 149).

Безошибочно пол гусей в любом возрасте (молодые, взрослые, старые) можно определить только по наличию в клоаке репродуктивного органа у самцов. С этой целью оператор-сортировщик обеими руками берет гуся за ноги и крылья, опрокидывает его спиной на стол или себе на колени так, чтобы хвостовая часть гуся свисала (рис. 150).

После того как гусь зафиксирован, оператор слегка отгибает его хвост книзу и пальцами обеих рук раскрывают клоаку. Пол обследованной особи определяют по наличию или отсутствию спиралевидного полового органа. У молодых гусakov длина репродуктивного

органа составляет 4-5 мм, а у половозрелых самцов — 5 - 7 см. Следует иметь в виду, что окраска пениса у молодых самцов розовая, как и окраска складок клоаки, поэтому без достаточного навыка зачаток репродуктивного органа обнаружить трудно. У молодых самок репродуктивный орган (половой бугорок) отсутствует, а складчатость слизистой клоаки выражена несколько сильнее, чем у самцов.

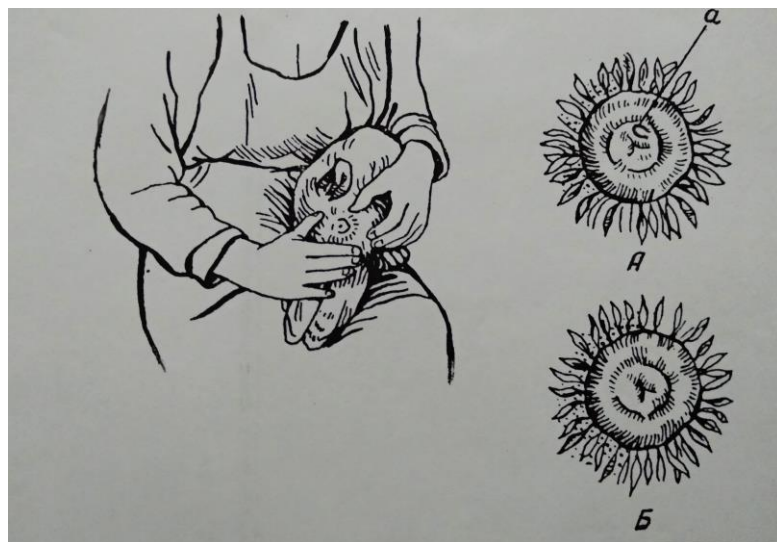


Рис. 150. Определение пола молодых гусей
(А - клоака самца, а - пенис; Б – клоака самки)

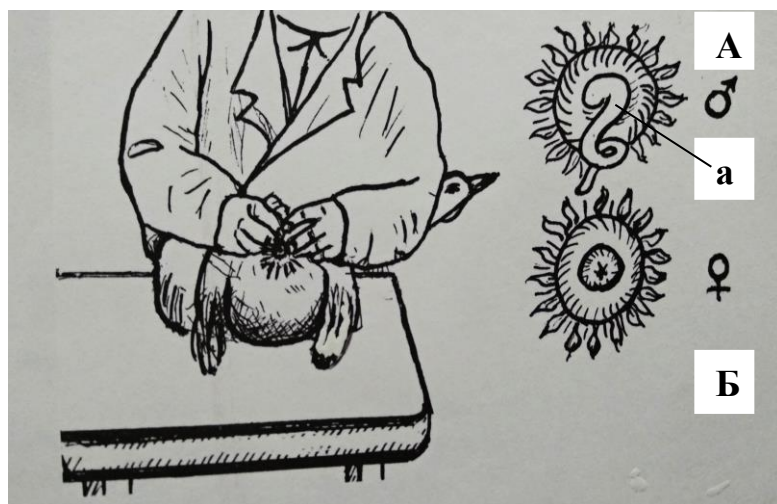


Рис. 151. Определение пола взрослых гусей на столе
(А - клоака самца, а - пенис; Б – клоака самки)

Процедура сексирования пяти-шестикилограммовых взрослых птиц по картине клоаки очень трудоемка. Поэтому лучше, чтобы оператор-сортировщик работал вместе с ассистентом, который бы подносил гусей и помогал их фиксировать на столе. Если же человек, определяющий пол, осматривает молодых или взрослых гусей в одиночку, и при этом также отсутствует стол, то тогда он вынужден работать сидя на стуле и самостоятельно удерживать птицу во время процедуры вентсексинга. В этом случае оператор сначала укладывает перевернутого гуся себе на колено левой ноги, причем под эту ногу должна быть под-

ставлена невысокая скамеечка. Затем шею гуся он помещает себе под левую руку, одновременно придерживая левое крыло гуся локтевой частью правой руки. В таком положении гусь хорошо зафиксирован и не может сопротивляться, а пальцы рук оператора остаются свободными для последующего раскрытия клоаки (рис. 152).



Рис. 152. Половые органы взрослых гусей

У некоторых гусей по причине спазма мышц сфинктера клоаки с первого раза ее раскрыть не удастся. Таких особей необходимо отсадить в отдельную секцию и осмотреть вторично. При раскрытии клоаки очень важно соблюдать осторожность, особенно при осмотре молодняка ранних возрастов. Обычно легкого движения большого и указательного пальцев обеих рук бывает достаточно для полного раскрытия клоаки гуся. После осмотра молодых гусят и определения их пола по картине клоаки, лишних и слаборазвитых самцов выбраковывают или отсаживают в отдельные секции.

Опытные птицеводы распознают пол взрослых гусей по голосу. У самцов сигналы дискомфорта положения тела имеют заметно более низкую частоту, чем у самок.

Молодых цесарят различных пород трудно разделить на самцов и самок по внешнему виду, поэтому их, как и гусей, сексируют по наличию в клоаке зачатка репродуктивного органа. Взрослые самцы и самки цесарок, хотя и имеют примерно одинаковую живую массу (в среднем 1,7-2,0 кг), но все же отличаются между собой по ряду экстерьерных и этологических признаков. У самцов больше голова и увеличен роговидный нарост (шлем) на ней. Наиболее надежным диагностическим признаком пола у взрослых цесарок является величина восковицы на клюве, которая существенно более развита у самцов (рис. 153). Кроме того, у цесарей крик односложный, а у самок - двусложный.

У мускусных уток красные кожные предатки на голове развиты намного сильнее у самцов, чем у самок (рис. 154). Как показали наши исследования [187], у молодых мускусных уток и мулардов, начиная с двух месячного возраста, у самцов кожные красные валики вокруг верхней части клюва выражены сильнее, чем у самок (рис. 155-156). Точность определения пола двухмесячных утят мускусной утки и межродового гибрида по этому типу полового диморфизма составляет 96-98%, при скорости 1200-1400 гол.час.



Рис. 153. Голова взрослого цесаря и цесарки



Рис. 154. Половозрелые мускусные утки и самец (слева)



Рис. 155. 2-х месячные мускусные утята (самец слева)



Рис. 156. 2-х месячные утята-муларды (самец слева)



Рис. 157. Самец и самка охотничьего фазана
(самец слева)

У молодых самцов и самок охотничьего фазана расцветка оперения одинакова и напоминает защитный наряд взрослой самки. Наиболее заметно половой диморфизм у молодняка этого вида выражен в размерах тела, длине крыльев и толщине ног. Несмотря на то, что по всем перечисленным признакам петушки превосходят курочек, данные показатели все же нельзя считать надежными критериями пола особи, поскольку пределы индивидуальных вариаций у самцов и самок перекрываются. Высокую точность определения пола подращенных фазанят может обеспечить только вентсексинг или молекулярно-генетическая экспертиза. У взрослых особей этого вида птиц половой диморфизм в окраске и расцветке оперения ярко выражен (рис. 157).

Вентсексинг страусят. С 1985 года во многих странах начался резкий подъем страусоводства, которое базируется на разведении трех самых крупных птиц на земле - черного африканского страуса (*Struthio camelus domesticus*), австралийского страуса эму (*Dromaius novae-hollandiae*) и американского страуса нанду (*Rhea americana*) [133]. В последние годы в России, Украине и других странах СНГ фермеры-энтузиасты также стали создавать страусиные фермы с целью производства племенных яиц, страусиного мяса, кожи и перьев. В связи с этим, определение пола суточных и подращенных страусят, также и как для других видов домашних птиц, стало актуальным.

Техника вентсексинга суточных страусят еще до конца не разработана. Основная сложность в определении пола однодневных птенцов связана с их большими размерами. Например, масса тела суточного молодняка нанду колеблется от 350 до 450 граммов, а у африканского страуса - от 800 до 1200 граммов. Однако, поскольку пенис у самцов страусов хорошо выражен в любом возрасте (начиная с суточного), осмотр раскрытой клоаки молодняка позволяет с высокой точностью определить пол каждой конкретной особи. В отличие от других видов птиц, у взрослого самца африканского страуса в пенисе расположена кость - os penis [132]. Поскольку окраска оперения молодых самцов и самок у всех трех domesticированных видов страусов сходна, а их вентсексинг сопряжен с большими затратами труда, то с определенной долей точности подращенных самцов можно отличить от сверстниц путем визуальной оценки экстерьера (фенотипа). Начиная с 2-месячного воз-

раста самцы заметно превосходят самок по росту (рис. 158). Они также крупнее сверстниц, у них выше масса тела, длиннее ноги и массивнее голова.

В окраске оперения половозрелых африканских страусов проявляется четкий половой диморфизм: всё оперение самки буровато-серого цвета, тогда как самец - черный, с белыми маховыми и рулевыми перьями, выполняющими роль украшения (рис. 159).



Рис. 158. Молодые африканские страусы



Рис. 159. Взрослый самец (слева) и две самки африканского страуса

У половозрелых нанду оперение затылка и груди черного цвета, бока и крылья - аспидно-серые, низ туловища - грязно белый. Половые различия в окраске оперения выражены слабо: у самки затылок и грудь несколько светлее, чем у самца [133].

Расцветка оперения взрослых эму коричневато-бурая, половой диморфизм по этому признаку отсутствует.

Глава 4. Определение пола эмбрионов птиц

4.1. Сортировка инкубируемых яиц по полу развивающихся в них эмбрионов (сексирование *in ovo*)

Краткий исторический экскурс. Проблема определения пола молодняка сельскохозяйственной птицы до вылупления из яиц издавна интересовала не одно поколение ученых и птицеводов-практиков. Например, во времена Аристотеля считалось, что из старых яиц выводятся в основном петушки, а из свежих - курочки. В старину в украинских селах всегда находились пожилые женщины, которые практически безошибочно определяли не только оплодотворенность насиженных яиц, но и довольно точно предсказывали пол будущих цыплят.

Одна из первых попыток определения пола куриного зародыша с помощью технических средств описана Н.Н.Хинцинским в книге "Основы инкубации", изданной в 1930 г. в Москве [134]. На 47-ой странице этой книги изображен простой прибор, который, по мнению автора, в домашних условиях позволяет определять не только оплодотворенность яиц, но даже устанавливать пол зародышей. Этот прибор состоит из деревянной подставки со стойкой, в которую ввинчен крючок из красной меди. На крючке с помощью тонкой шелковой нитки подвешено золотое кольцо. Испытуемое яйцо кладется на металлическую подставку с подложенной под нее каучуковой прокладкой. Если золотое кольцо начинает раскачиваться вдоль продольной оси яйца, то развивающийся в нем зародыш - мужского пола, а при поперечных колебаниях кольца над яйцом - женского. Отсутствие всяких колебаний указывает на неоплодотворенность яйца или же гибель зародыша (рис. 160).

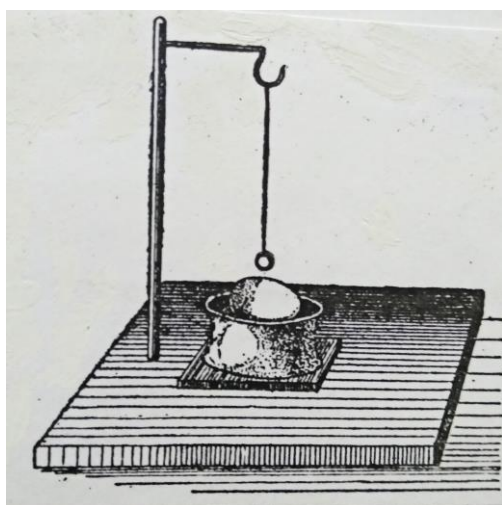


Рис. 160. Прибор для определения оплодотворенности яиц и пола эмбрионов

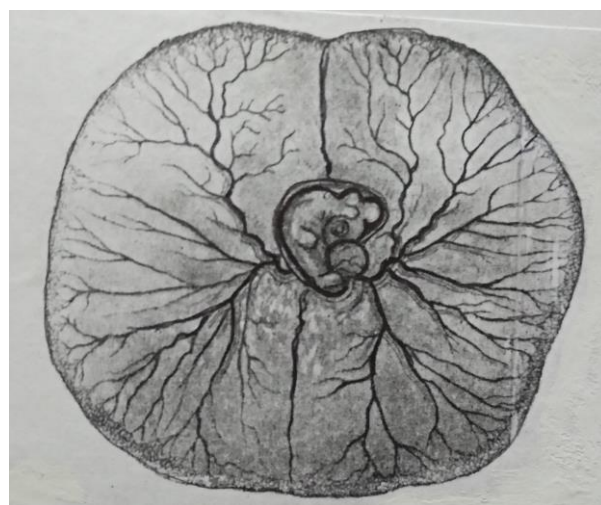


Рис. 161. 4-дневный зародыш курицы с сосудистым полем желточного мешка

В работе Д.Мичека с соавт. [135], датированной 1955 годом, предложено определять пол у зародышей кур на четвертый день инкубации яиц с помощью просвечивания их на овоскопе. В этот период у развивающихся эмбрионов, как утверждают авторы, существует половой диморфизм по "рисунку" кровеносных сосудов желточного мешка. У будущих курочек левая и правая части желточного мешка развиты одинаково, поэтому и рисунок кровеносных сосудов желточного мешка у них симметричный (рис. 161). У петушков же

желточный мешок, вместе с покрывающими его кровеносными сосудами, асимметричен. Он имеет форму эллипса, вытянутого по короткой оси яйца, у которого левая часть меньше правой. Однако, впоследствии эти данные при производственной проверке не нашли убедительного подтверждения.

Запорожские зоотехники супруги Л. и Я. Духовные разработали свой метод, а вместе с ним и калибровочный овоскоп для прогнозирования пола зародышей в свежеснесенных яйцах до начала инкубации. Авторы утверждали, что если пуга (воздушная камера) находится в центре тупого конца яйца, то из него впоследствии вылупится курочка, если же пуга смещена или находится в остром конце, то выводятся из таких яиц чаще всего птенцы [136, 137]. Широкие производственные испытания показали, что данный метод прединкубационной сортировки яиц оказался несостоятельным. Бесплодными оказались также попытки сотрудников Института эволюционной физиологии АН СССР разработать неразрушающий метод диагностики пола куриных эмбрионов, основанный на анализе электрических спектров после пропускания через инкубируемые яйца токов высокой частоты.

Невзирая на первые неудачные попытки, идея сверххранного сексирования молодняка птицы на эмбриональном уровне все же получила свое дальнейшее развитие. Это стало возможным благодаря появлению в последнее десятилетие высоких технологий, в первую очередь, радиоэлектроники, позволивших проводить неразрушающую диагностику пола птичьих эмбрионов. В настоящее время в передовых лабораториях мира интенсивно разрабатываются способы прижизненного определения пола развивающихся зародышей птиц, которые базируются на использовании спектроскопических, иммунологических, цитогенетических и молекулярно-аналитических технологий.

Развитие куриного эмбриона. После овуляции яйцеклетка попадает в просвет воронки яйцевода, где и происходит ее оплодотворение одним из спермиев самца. Развитие зародыша начинается в процессе прохождения яйца по яйцеводу. В свежеснесенном яйце эмбрион представляет собой небольшой бластодермальный диск диаметром около 4 мм, состоящий из 30-50 тысяч клеток, лежащих на поверхности желтка [160, 161].

После двух суток инкубации от бластодермы отделяется головка эмбриона и начинает формироваться рудиментарное сердце. В течение третьих суток развития появляются зачатки конечностей и начинает формироваться сосудистая система желточного мешка, а также такие важные образования, как амнион и аллантоис. На пятые сутки инкубации происходит закладка многих внутренних органов птенца, а также начинает формироваться клюв. После девяти суток развития появляются первые перьевые сосочки на спине. При оптимальных условиях инкубации замыкание аллантоиса завершается на 11-е сутки жизни эмбриона.

По общепринятым представлениям первая половина эмбрионального периода развития цыпленка характеризуется дифференцировкой тканей и органогенезом, а вторая половина - стремительным ростом [141]. За 21 сутки инкубации масса типичного куриного эмбриона увеличивается более чем в 10 тыс. раз и достигает значения 35-40 граммов. Половые различия эмбрионов начинают проявляться после пятого дня инкубации. При этом важнейшим диагностическим признаком пола зародыша является форма и размер его зачаточных гонад, которые можно обследовать у находящегося в яйце живого эмбриона с помощью высокочувствительных сканирующих устройств. На восьмой день инкубации половые различия между гонадами уже заметно выражены. В отличие от симметрично расположенных семенников самца, у самочки правый яичник уменьшен в размере, что приводит к ассиметрии гонад и может быть четко зафиксировано прибором даже при незначительном увеличении.

Теоретическая база сексирования *in ovo*. Как и в случае определения пола суточного молодняка, в основу разрабатываемых методов сексирования *in ovo* положены разные виды полового диморфизма развивающихся эмбрионов. Сначала исследователи пытаются найти различия между эмбрионами мужского и женского полов по анатомическим, биохимическим, иммуногенетическим и макро-молекулярным признакам (ДНК, белки), используя для этой цели новейшие методы лабораторного анализа. После выявления надежного полового диморфизма инженеры разрабатывают чувствительную технику для его регистрации, которую можно автоматизировать и применить в широких производственных масштабах для "сексирования" яиц племенной и коммерческой птицы. Следует подчеркнуть, что только дискретные (неперекрывающиеся) различия эмбрионов разных полов могут служить надежным критерием при определении их пола. Если же половая изменчивость зародышей слабо выражена и носит не качественный, а количественный характер, то такой признак является малоинформативным для идентификации пола *in ovo*. К числу непригодных для сексинга половых различий относится незначительное превосходство эмбрионов мужского пола над сверстницами по живой массе [138 – 140], по частоте пульса и по количеству эритроцитов [141]. С 10-го по 19-й день инкубации эмбрионы мужского пола потребляют несколько больше кислорода [141] и лучше усваивают кальций из скорлупы [142]. У всех видов домашних птиц период эмбриогенеза самок в среднем короче, чем у самцов [143].

Сортировка инкубируемых яиц в зависимости от пола развивающихся в них эмбрионов дает ряд существенных преимуществ. В частности, эта технологическая операция будет полезна в промышленном яичном птицеводстве, где петушки финальных гибридов коммерческих кроссов обычно убиваются сразу же после вывода мацерацией либо газом. Поэтому их сверххраня выбраковка в первой половине инкубационного периода экономически выгодна - вдвое уменьшается объем инкубаторов и выводных шкафов, а также исключается процедура сексирования цыплят в день вывода, поскольку весь полученный молодняк будет представлен только особями женского пола (рис. 70).

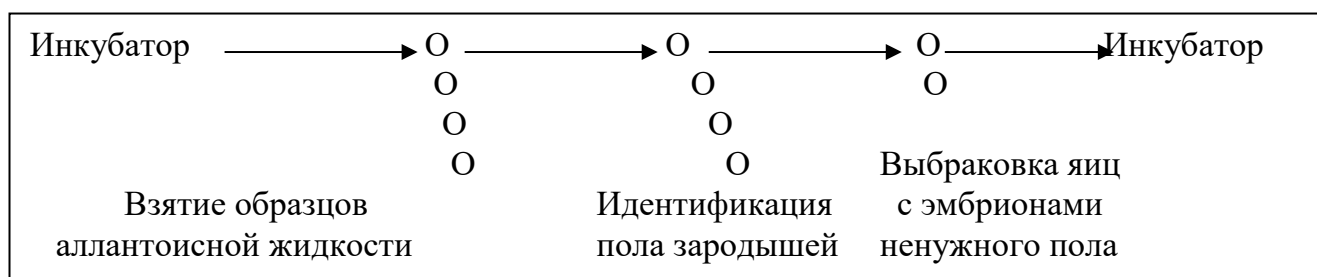


Рис. 162. Схематическое изображение промышленной системы для разделения инкубируемых яиц в зависимости от пола развивающихся эмбрионов

На рис. 162. схематично показана производственная система для сегрегации по полу эмбрионов. У извлеченных из инкубатора яиц методом прокола скорлупы берутся микро-пробы аллантоисной или амниотической жидкости, содержащие клетки развивающихся эмбрионов. Анализ могут также подвергаться образцы крови из кровеносных сосудов желточного мешка. После исследования взятых проб, определяется пол всех развивающихся эмбрионов, и яйца с ненужными зародышами-самцами удаляются. Удачное внедрение такой технологии в современную инкубационную промышленность зависит от двух ключевых элементов. Первый - надежное механическое устройство, способное автоматизировать процесс.

чески отбирать пробы из большого количества яиц, не повреждая их. Второй - простой, быстрый и недорогой способ определения пола эмбрионов.

Методология сверхраннего сексирования сельскохозяйственной птицы. Оригинальную методику идентификации пола шестидневных эмбрионов кур предложил японский генетик Т.Омура [144]. После аккуратного введения через скорлупу тонкой иглы в кровеносные сосуды желточного мешка, автор проводил отсасывание небольшого объема крови зародыша. Затем обычным цитогенетическим методом ученый исследовал митозы первичных кровяных клеток и по количеству **Z**-хромосом определял пол будущего цыпленка (рис. 10). Если в кариотипе анализируемого эмбриона выявлялось две **Z**-хромосомы, значит анализируемый объект - будущий петушок. У будущих курочек идентифицировалась только одна **Z**-хромосома. Цитогенетический метод определения пола эмбрионов абсолютно точен, однако на данном этапе его разработки он не поддается автоматизации.

Канадские ученые Д.А. Сантос и Ф.Д. Сильверсайд [145] предложили использовать сцепленный с полом ген неполного альбинизма кур (**sal**) в маркирующих пол скрещиваниях для определения пола семидневных эмбрионов. С помощью техники специального просвечивания скорлупы яиц (спектрофотометрия) удастся отличить темные глаза самцов-неальбиносов от розовых глаз самочек-альбиносов. Схематично процесс сцепленного с полом наследования рецессивного гена альбинизма выглядит следующим образом:

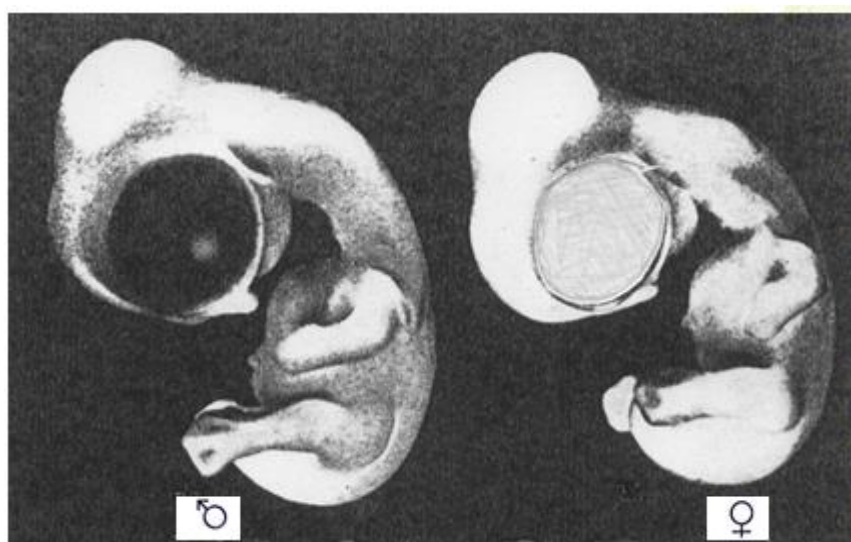
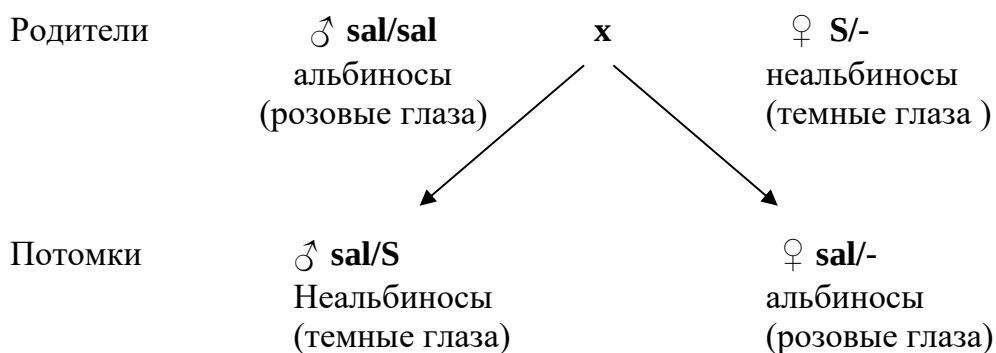


Рис. 163. 7-дневные колорсексные эмбрионы курицы

Точность сексирования семидневных эмбрионов кур методом специального просвечивания в настоящее время составляет 88,5 %. Определение окраски глаз колорсексных

эмбрионов на 8-10-й день инкубации яиц дало худший результат. В этот возрастной период различия в окраске глаз у альбиносов и неальбиносов распознаются хуже, что снижает точность определения пола зародышей до 81,3-84,9 %. Несмотря на пока еще невысокую точность сексинга эмбрионов, уже сегодня внедрение данного метода в инкубационную технологию позволяет идентифицировать и элиминировать подавляющее большинство самцов-неальбиносов. Остальные же петушки при выводе могут быть отсортированы оператором по цвету глаз с точностью 100 %. В сомнительных случаях для сексинга можно использовать дополнительные маркеры пола - у суточных колорсексных курочек (**sal/-**), в отличие от петушков, наблюдается более короткий ювенальный пух и грязно-белая его окраска. У колорсексных же петушков длина ювенального пуха обычная, а его окраска - золотисто-коричневая (**s/sal**) или же серебристо-белая чистых оттенков (**S/sal**).

В настоящее время техника спектроскопического анализа структуры твердых тел с помощью ядерного магнитного резонанса (ЯМР) широко используется для исследования внутреннего строения объектов не только в физике и химии, но и в медицине и биологии, где этот метод позволяет визуализировать внутреннее строение отдельных органов и тканей. В 1998 году в США были запатентованы принципиально новый метод и аппарат для определения пола цыплят до вылупления [146]. Этот метод сексирования эмбрионов основан на использовании ядерного магнитного резонанса для сканирования внутреннего строения зародышей с целью идентификации у них половых желез - семенников (у петушков) и яичников (у курочек). Диагноз пола может быть установлен с высокой степенью точности, если сравнивать морфологическую дифференциацию гонад эмбрионов начиная с 10-го дня инкубации и вплоть до вывода. Для идентификации пола эмбрионов конвейер транспортирует инкубируемые яйца через сортировочное устройство, которое распределяет их на три категории: "петушки", "курочки" и "брак" - погибшие эмбрионы. О скорости и точности этого метода сексирования эмбрионов кур в патентной литературе никаких сведений не приводится.

В апреле 2002 года в США опубликована информация о способе диагностики пола развивающихся эмбрионов птиц, в основу которого положен спектральный анализ химических веществ аллантоисной жидкости [147]. На определенной стадии развития эмбрионов яйца птиц извлекаются из инкубатора, сверхтонкой иглой прокалывается их скорлупа и берутся образцы аллантоисной жидкости. Затем полученные образцы помещаются в спектрометр подвижных ионов (IMS) для последующего анализа. Анализируемые спектры аллантоисной жидкости содержат информативные маркерные пики, специфичные для особей мужского и женского полов. На основании сопоставительного анализа этих пиков устанавливается пол эмбрионов и осуществляется их последующая сортировка. Все этапы процедуры сексирования эмбрионов птиц этим методом надежно автоматизированы и компьютеризованы.

Ряд разработанных в последние годы методов раннего определения пола птицы можно объединить общим названием "Молекулярное сексирование инкубируемых яиц". Эти методы основаны на том, что в **W**-хромосоме различных видов домашних и диких птиц обнаружены полоспецифические гены, кодирующие синтез ферментов, принимающих участие в обмене веществ. Кроме того, в **W**-хромосоме самок выявлены также более мелкие нуклеотидные последовательности (мини- и микросателлиты), которых нет в **Z**-хромосоме самцов. Обнаруженные в **W**-хромосоме гены и более мелкие нуклеотидные последовательности, по аналогии с фенотипическими маркерами пола у аутосексного молодняка, могут быть использованы как генетические маркеры при определении пола развивающихся эмбрионов птиц.

Более подробно технологии использования молекулярных маркеров для определения пола эмбрионов птиц описаны в разделах 4.4. и 5.3. данного издания.

4.2. Автоматизированная система идентификации пола куриных эмбрионов и выбраковки самцов на 16 – 18-е сутки инкубации

Актуальность темы. Ежегодно на Земном шаре производятся миллиарды суточных цыплят финальных гибридов яичных кроссов кур. Все эти цыплята должны быть разделены по полу, после чего самцов обычно утилизируют, поскольку для получения пищевых яиц используются исключительно самочки. Только в странах Европейского Сообщества ежегодно уничтожаются 280 млн. суточных цыплят-петушков [148], тогда как во всём мире – около 4 миллиардов [149].

Избавление от "нежелательных" петушков создаёт комфортные условия для оставленных на выращивание курочек, но вместе с тем такое избавление от лишних "едоков" несет отрицательные последствия для всей отрасли яичного птицеводства в глобальном масштабе.

Прежде всего здесь следует выделить такие негативные моменты:

- а) бесцельно гибнет 50 % ценного генетического материала;
- б) наносится значительный коммерческий ущерб из-за неостребованности побочного племенного материала - суточных петушков, откорм на мясо которых экономически не выгоден;
- в) массовое уничтожение петушков вызывает законную обеспокоенность широкой общественности и, прежде всего, представителей международной партии "зеленых" - Гринпис.

Учитывая негативные последствия массового уничтожения суточного молодняка кур в промышленном птицеводстве, специалистами многих лабораторий мира начаты разработки автоматизированных методов сексирования цыплят до вывода. Эти методы в будущем заменят негуманный метод уничтожения суточных самцов на более гуманный метод половой сегрегации путем избавления финальных гибридов от ранних эмбрионов мужского пола.

Значительных успехов в сексировании инкубируемых яиц достигла американская биотехнологическая компания "Эмбрекс" [150 – 153]. Ученые этой компании определили, что уровень эстрогенов в аллантоисной жидкости эмбрионов специфичен для мужского и женского полов. В настоящее время инженеры этой компании разрабатывают недорогую и чувствительную технику, которую планируют автоматизировать и внедрить в производство. Бройлерная компания "Кобб-Вентрес" финансирует завершающий этап инжиниринга на условиях льготного внедрения первых автоматов по сексированию *in ovo* в свою инкубационную индустрию.

Еще ранее специалисты компании "Эмбрекс" разработали и внедрили в производство автоматизированную систему "Иновожект", которая инъецирует различные вакцины цыплятам еще до их вылупления (на 18-й день инкубации). В настоящее время система "Иновожект" используется для вакцинации *in ovo* около 85 % из 8 миллиардов суточного молодняка, получаемого ежегодно в Северной Америке.

В наиболее полном виде успехи ученых компании "Эмбрекс" по разработке автоматизированного сексинга *in ovo* отражены в статье П.Фелпса и др. [153] ("World's Poultry

Science Journal." –2003.–№1.), перевод которой с небольшими сокращениями и дополнениями мы приводим ниже.

Концепция компании "Эмбрекс" относительно автоматизированной сортировки по полу эмбрионов кур. Специалисты компании считают, что коммерческий успех системы автоматизированного сексинга может быть получен за счет использования только такого полоспецифического маркера, который позволяет определять пол эмбрионов с точностью не ниже 98,5 % при скорости сортировки от 20 до 30 тыс. яиц в час. Кроме того, стоимость автоматизированного метода сортировки эмбрионов по полу должна быть эквивалентна стоимости ручных (мануальных) методов сексинга суточного молодняка (вент-, колор- и федерсексинг).

В основе предложенного компанией "Эмбрекс" способа автоматизированной сортировки зародышей по полу лежит определение эстрогенных гормонов, которые присутствуют во внезародышевой аллантаисной жидкости куриных эмбрионов [153]. Концентрация эстрадиола в эмбриональной жидкости легко измеряется с помощью общедоступного коммерческого набора химреактивов – RIA-комплекта.

На основании лабораторных исследований, проведенных специалистами фирмы, было установлено, что уровень эстрадиола в аллантаисной жидкости мужских эмбрионов не регистрируется вообще, либо он меньше 42 пг/мл. Уровень же эстрадиола в аллантаисной жидкости женских эмбрионов колеблется в пределах от 113 до 830 пг/мл, что, по крайней мере, в 3 раза выше, чем у мужских эмбрионов. Таким образом, было показано, что женский половой гормон (эстрадиол) является отличным химическим маркером, с помощью которого можно проводить точную сортировку птичьих эмбрионов по полу. Поскольку эстрадиол в аллантаисной жидкости находится в форме сульфатов и глюкуронидсоединений, то, чтобы освободить чистый эстроген на аллантаисную жидкость, следует подействовать ферментом сульфатазой и глюкуронидазой. После такой ферментативной обработки проб аллантаисной жидкости эмбрионы птиц могут быть сортированы по полу на основе различий в концентрации эстрогенных веществ. Наиболее благоприятный период для сексирования эмбрионов кур любых пород этим способом – 13 – 18-е сутки инкубации.

Строение и функции аллантаиса. Аллантаис отличается от других временных эмбриональных органов тем, что возникает непосредственно из тканей эмбриона как вырост стенки нижнего отдела кишечника [141]. Аллантаисный мешок состоит из наружного и внутреннего листка. Он начинает формироваться с 3-го дня жизни куриного эмбриона и к 11-ому дню инкубации вырастает настолько, что подстилает всю подскорлупную оболочку яйца, смыкаясь в его остром конце. Свою функцию как органа дыхания, аллантаис начинает с конца 7-го дня эмбрионального развития, а с конца 8-го по 19-ый день он является единственным органом газообмена [141].

Аллантаисная жидкость начинает образовываться на 5-ый день инкубации и своего максимального объема достигает на 13-ый день жизни куриного эмбриона. Она содержит продукты распада протеинов, выводимых сначала первичной, а потом и постоянной почкой эмбриона. На протяжении последующих дней инкубации объем аллантаисной жидкости несколько уменьшается за счет резорбции воды, однако она постоянно присутствует в объеме 1-2 мл до 18-го дня инкубации [141].

Взятие проб аллантаисной жидкости для анализа. Аллантаисная жидкость отделена от яичной скорлупы внутренней и наружной подскорлупными, а также хориоаллантаисной мембранами. Хотя аллантаисная жидкость омывает всю периферию развивающегося зародыша, основное накопление ее происходит на верхушке яйца, непосредственно

под воздушной камерой. Поскольку размер воздушной камеры от яйца к яйцу заметно варьирует, то часто бывает трудно взять пробы аллантоисной жидкости проколом сквозь воздушную камеру. Поэтому возникает необходимость укладки инкубируемых яиц набок, в результате чего аллантоисная жидкость собирается под сферической поверхностью верхней стороны яйца. Такое расположение яиц позволяет легко отобрать по 20 мкл аллантоисной жидкости для проведения анализа с помощью набора реактивов LiveSensorTM.

В настоящее время компания "Эмбрекс" разработала прототип установки для автоматического взятия проб аллантоисной жидкости куриных яиц путем прокола. Поиск участка для взятия проб вдоль длинной оси яйца и глубины проникновения иглы, типа самой иглы и угла проникновения в яйцо привели к тому, что на сегодняшний день с помощью этой установки можно взять пробы от 96 % подготовленных для анализа инкубируемых яиц. Специалисты фирмы планируют дальнейшее совершенствование рассматриваемого способа взятия проб аллантоисной жидкости.

Аналитическое определение эстрогенных веществ в аллантоисной жидкости. Для количественного определения эстрогенов в аллантоисной жидкости специалисты компании "Эмбрекс" предлагают использовать набор реактивов LiveSensorTM, представляющих собой генетически модифицированные дрожжи и ряд вспомогательных реагентов.

Колонии дрожжей в LiveSensorTM-анализе улавливают ничтожно малые концентрации эстрогенов (фемто- и пикомолярные уровни гормона) и позволяют различать мужские и женские эмбрионы, используя только 4 мкл аллантоисной жидкости. Однако, автоматизированный прибор, находящийся на стадии разработки, отбирает 20 мкл аллантоисной жидкости, чтобы максимально усилить надежность сексирования. В результате сложных химических реакций анализируемый бесцветный раствор приобретает желтый оттенок, интенсивность которого пропорциональна концентрации эстрадиола в аллантоисной жидкости, что и регистрируется колориметром высокой чувствительности. Лабораторные испытания методики LiveSensorTM подтвердили 100 %-ную точность определения пола 16-дневных куриных эмбрионов.

Коммерческий прототип автоматизированной системы сортировки куриных эмбрионов по полу. В настоящее время компания "Эмбрекс" разработала коммерческий прототип установки, способной обрабатывать 5 тысяч куриных яиц в час. Установка состоит из трех отдельных отсеков (отделов), функционально связанных между собой (рис. 164).



Рис. 164. Взятие пробы аллантоисной жидкости

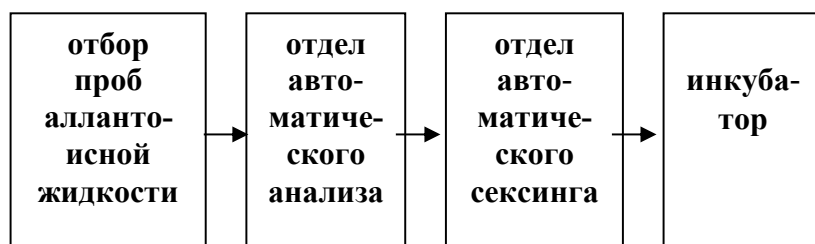


Рис. 165. Принципиальная схема автоматизированной системы сексирования эмбрионов in ovo

Первый отсек предназначен для отбора проб аллантоисной жидкости. С этой целью лотки яиц вручную переносятся из инкубатора на 16 – 17-е сутки инкубации и размещаются на конвейерной ленте. Яйца в лотках с помощью пневмоустройств укладываются на боковую сторону и центрируются. Затем они прокалываются иглами на определенную глубину и из каждого яйца отбирается по 20 мкл аллантоисной жидкости (рис. 165). Далее пробы анализируемой жидкости помещаются в пластиковые планшеты с маркированными ячейками. Каждый планшет разбит на 2500 элементарных ячеек, которые размещены в том же порядке, что и яйца в яичных лотках.

После взятия проб яйца возвращаются в исходное (вертикальное) положение и помещаются обратно в инкубатор, а планшеты с образцами аллантоисной жидкости загружаются в транспортные тележки. Компьютер запоминает коды ячеек на яичных лотках и на планшетах с пробами аллантоисной жидкости.

Во втором отсеке осуществляется автоматический анализ содержания эстрогенов в полученных образцах аллантоисной жидкости. С этой целью распределяющее устройство добавляет в каждую ячейку по 30 мкл LiveSensorTM-реактива. После чего все планшеты помещаются на 4 часа в специальную инкубационную камеру. Затем в каждую ячейку автоматически добавляется ONPG-субстрат с продлением инкубации еще на 30 минут до появления желтого окрашивания испытуемых образцов.

На заключительном этапе LiveSensorTM-анализа специальная CCD-камера сканирует каждую ячейку планшета и определяет какого пола эмбрион в каждом конкретном яйце. Основываясь на кодах ячеек яичных лотков и полученных данных, компьютерная сеть идентифицирует яйца с мужскими и женскими эмбрионами. Эти данные фиксируются на яичных лотках.

В третьем отсеке осуществляется автоматическая сортировка инкубируемых яиц по полу путем извлечения из яичных лотков с помощью вакуумных присосок "петушковых" яиц. В этом же отсеке проводится вакцинация "женских" яиц *in ovo*, после чего они переносятся в выводные лотки для последующей инкубации.

Влияние автоматизированного сексинга на вывод молодняка. В отдельных экспериментах сотрудники компании "Эмбрекс" оценивали влияние автоматизированного сексинга на вывод цыплят. Процесс сортировки по полу включает прокалывание в скорлупе отверстия в боковой стенке яйца на 16-17-й день инкубации и вторичное прокалывание верхушки яйца для вакцинации *in ovo* на 18-й или 19-й день.

Многочисленные исследования показали, что прокалывание яиц иглой на 16-й день инкубации снижает их выводимость на 2 %, тогда как восстановление целостности скорлупы в месте взятия пробы не влияет на этот показатель. Параллельно было показано, что обработка поверхности яиц перед взятием проб также несколько повышает эмбриональную смертность оставшихся после сексинга курочек.

Заключение. К настоящему времени разработанная компанией "Эмбрекс" система автоматизированного определения пола у цыплят до вывода еще далека от совершенства и не может быть широко внедрена в птицеводческую индустрию. Технические затруднения сводятся к невозможности одновременного получения всех проб аллантоисной жидкости от большого количества яиц различной формы и размеров, а также к необходимости уменьшения отрицательного влияния проколов скорлупы на выводимость молодняка. Ко-

гда эти трудности будут устранены, компания "Эмбрекс" приступит к разработке нового коммерческого прототипа, способного обрабатывать 20-30 тысяч яиц в час. После широкого внедрения этого способа сортировки эмбрионов по полу в инкубаторную промышленность будут существенно улучшены условия выведения и содержания яичной птицы за счет элиминации петушков на эмбриональной стадии развития.

4.3. Проточная цитометрия - потенциальный метод автоматизированного сексинга птичьих эмбрионов

Принцип метода. В настоящее время существует большое количество технологий для определения пола цыплят *после вывода*, однако очень мало таких, которые можно было бы использовать для определения пола молодняка *до вывода*. Проточная цитометрия - один из потенциальных методов ранней диагностики пола птичьих зародышей. Этот метод сексинга базируется на высокоточном измерении различий в количестве ДНК у мужских (**ZZ**-хромосомы) и женских (**ZW**-хромосомы) эмбрионов. Половой диморфизм зародышей формируется за счет наследственно обусловленной разницы в массе ДНК между макрохромосомой **Z** и микрохромосомой **W**. Половая дифференциация по данному признаку у вида *Gallus domesticus* составляет примерно 2 % от содержания общей геномной ДНК в клетке. Для диагностики пола эмбрионов методом проточной цитометрии могут быть использованы образцы крови анализируемых объектов, а также пробы аллантоисной или амниотической жидкостей, содержащих эмбриональные клетки с ядрами. Ниже приводим краткое содержание статьи Т.Р.Тирш "Определение пола цыплят с помощью проточной цитометрии" [154], в которой, на наш взгляд, наиболее полно отражено современное состояние данного направления диагностики пола куриных эмбрионов.

Измерение содержания клеточной ДНК. Поскольку работы в этой области начались ещё в 40-х годах XX столетия, для определения размеров генома существует несколько технологий с разным уровнем точности. Эти технологии включают в себя воссоединительную кинетику ДНК, флюориметрические методы, микроденситометрию ядер, окрашенных по Фульгену, а также проточную цитометрию.

Анализ скорости воссоединения нитей ДНК обеспечивает физико-химическую оценку размеров генома, но часто с низкой точностью [155]. Флюориметрическое определение общей массы ДНК дает ошибку измерений около 5 % [156]. Микроденситометрия Фульген-окрашенных ядер успешно используется для определения содержания ДНК в филогенетических исследованиях [157] и позволяет достаточно точно дифференцировать самцов и самок разных видов птиц на основании **ZZ-ZW** гетероморфизма половых хромосом [158].

Однако, самое точное измерение клеточного содержания ДНК (размер генома) можно осуществить с помощью метода проточной цитометрии [154]. По этой методике лизированные клетки окрашивают флюорохромом, специфичным для нуклеиновых кислот, а именно - пропидиум йодидом. В лизисе клеточных мембран принимает участие детергент (например, Тритон X-100) и гипотонический раствор красителя. В раствор также добавляется фермент РНК-аза для удаления посторонней РНК, которая может связывать флюорохром.

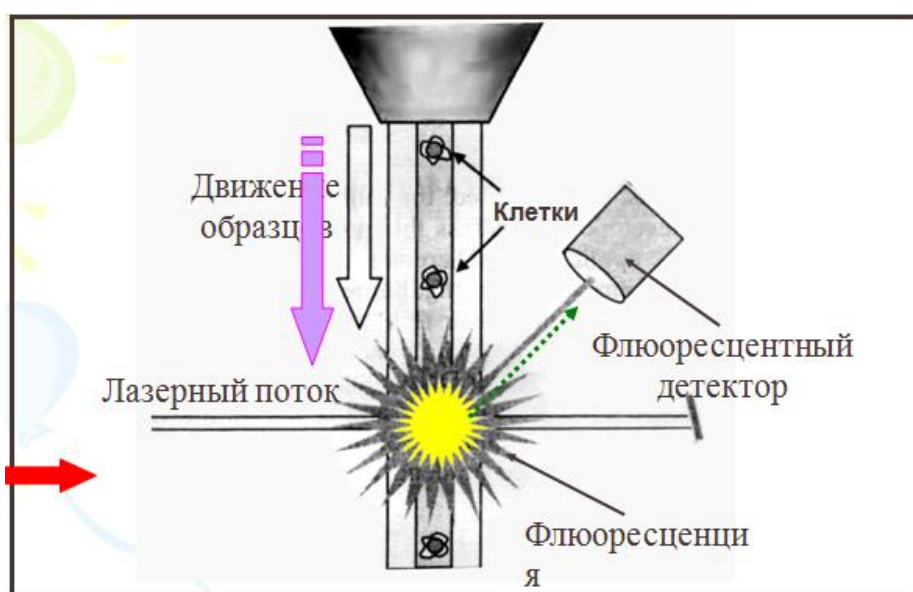


Рис. 166. Сформированные в линейный поток лизированные клетки или ядра по очереди проходят через лазерный луч. Вызываемая лазером в окрашенных ядрах флюоресценция прямо пропорциональна количественному содержанию ДНК.

При использовании лазера или другого высокоинтенсивного источника света ядра индивидуально анализируются на флюоресценцию, интенсивность которой пропорциональна содержанию в них количества ДНК (рис. 166). Несколько тысяч ядер от одного эмбриона можно проанализировать за несколько секунд. При использовании оборудования старого поколения флюоресценция каждого ядра дает аналоговый сигнал, который затем преобразуется компьютером в цифровую форму для построения высокоимпульсных гистограмм. Новейшее же оборудование позволяет уже непосредственно получать и обрабатывать цифровую информацию о содержании ДНК в анализируемых клетках с помощью быстродействующих компьютерных систем.

Источники биологической варибельности величины генома. Важные в коммерческом отношении породы, линии и кроссы птицы могут существенно отличаться между собой по количеству ядерной ДНК (табл. 9). Гибридизация, как естественная, так и искусственная, также может влиять на размер генома клетки. Эти и другие факторы вносят

дополнительные генетические изменения и в значительной степени могут скрыть отличия в **Z-W** дифференциации эмбрионов. Иными словами, необходимо детальное изучение каждой конкретной линии и породы для определения соотношений дифференцирующего пол флюоресцентного сигнала и уровней информационного шума, обусловленного другими генетическими факторами.

Табл. 9. Половой диморфизм размеров генома (в пикограммах) у некоторых пород домашних кур [159]

Порода или гибрид	Самец	Самка	Процент различный
Род-айланд х Плимутрок	2,50	2,44	2,7
Нью-гемпшир 500	2,50	2,45	2,3
Белый легторн SC	2,45	2,40	1,9
Красный род-айланд	2,44	2,40	1,5
Средние $\pm$ ошибки	2,47 $\pm$ 0,03	2,42 $\pm$ 0,03	2,1 $\pm$ 0,5 %

Как видно из табл. 9, по количественному содержанию **ДНК** домашние куры имеют половые различия за счёт **Z-** и **W-**хромосом на уровне 2,1 %. Однако, варьирование количества **ДНК** в других хромосомах несколько маскирует половую дифференциацию и создает зону флюорометрического перекрывания ("серая" зона), в которой самцы и самки по содержанию **ДНК** неразличимы. В связи с этим в каждой конкретной линии и породе нужно установить свой порог для выбраковки эмбрионов, ниже которого будут сохранены для дальнейшей инкубации все самочки и небольшая часть самцов, попавших в "зону перекрывания" полов. Все особи, которые по содержанию **ДНК** превосходят пороговые значения, являются самцами, и их необходимо выбраковать (рис. 167).

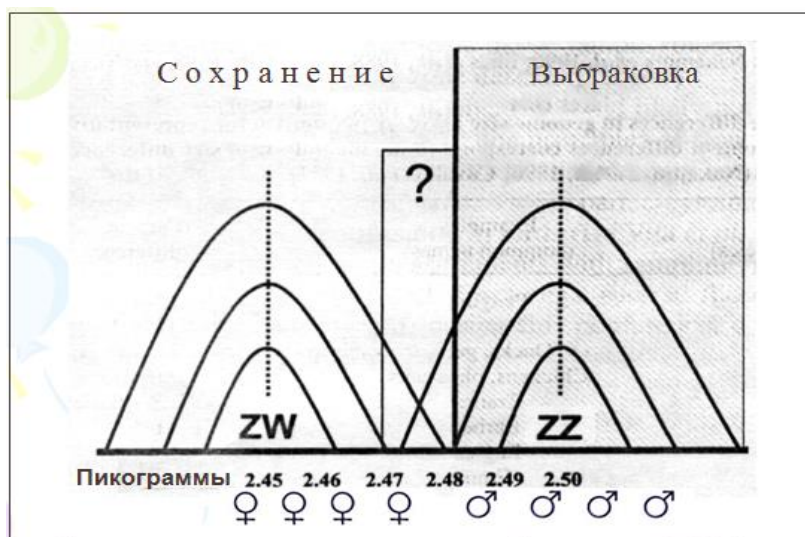


Рис. 167. Распределение размеров генома (клеточная **ДНК**) у эмбрионов-самцов и эмбрионов-самок в коммерческой линии кур [154]. В этом примере цыплята-самцы (**ZZ**) имеют на 2 % больше клеточной **ДНК**, чем их сверстницы.

Варьирование количества **ДНК** в других хромосомах (аутосомах) несколько маскирует половую дифференциацию и создает зону флюорометрического перекрывания ("серая" зона), в которой самцы и самки по содержанию **ДНК** неразличимы. В связи с этим для

анализируемой линии кур был установлен практический порог для выбраковки самцов. Поскольку петушки имеют среднее значение количества ДНК в одной клетке 2,50 пикограмм, а курочки - 2,45 пикограмм, то сохранение всех сексируемых самочек требует установления порога выбраковки 2,48 пикограмм и выше.

Сексирование эмбрионов других видов птиц методом проточной цитометрии. Другие виды домашних и диких птиц также характеризуются **Z-W** гетероморфизмом половых хромосом, однако степень наблюдаемого гетероморфизма существенно варьирует (табл. 10).

Табл. 10. Различия в размере генома (содержание клеточной ДНК) у самцов и самок некоторых видов птиц

Отряд (количество исследованных видов)	Общепринятое название	Процент различий
Пингвинообразные (1)	Пингвин	3,5 %
Попугаеобразные (13)	Попугаи	3,2 ±2,0 %
Гусеобразные (6)	Утки, гуси	2,3 ±0,6 %
Куриобразные (4)	Куры, фазаны	2,0 ±1,0 %
Журавлеобразные (2)	Журавли	1,8 ±0,8 %
Дятлообразные (1)	Бородастик	1,6 %
Соколообразные (2)	Орлы	1,5 ±1,0 %
Казуарообразные (1)	Эму	0,6 %

Так, например, у попугаев различия в массе ДНК, связанной с полом, составляет в среднем 3,2 %, у водоплавающих птиц - 2,3 %, тогда как у страуса эму - всего лишь 0,6 %. Причем, чем четче выражен половой диморфизм по этому признаку, тем проще и надежнее можно определять пол анализируемых особей. Таким образом, проточную цитометрию можно считать универсальным методом сексинга птичьих эмбрионов, поскольку она позволяет с приемлемой точностью определять пол зародышей различных систематических групп птиц.

Заключение. Стандартные проточные цитометры, которые производятся некоторыми компаниями (www.bdfacs.com; www.beckmancoulter.com), представляют собой типичные клинические или исследовательские приборы. Для этих приборов минимальное время, которое требуется для высокоточного определения размера генома (достаточного для улавливания **Z-W** отличий) составляет 20-30 сек для одной пробы. Соответственно, данная аппаратура позволяет производить примерно 150 замеров в час или 1200 замеров за 8-часовой рабочий день. В это время также входит 10-минутный период окрашивания проб перед анализом.

Преимущества сексинга с помощью проточной цитометрии в том, что это быстрый (по сравнению с молекулярно-генетическим и иммунохимическим) и надежный метод сортировки эмбрионов по полу. Кроме того, он требует наименьшего количества анализируемого материала (менее 1 микролитра крови или аллантоисной жидкости).

К основному недостатку проточной цитометрии относится ее дороговизна. Различные варианты клинического и исследовательского оборудования стоят от 80 до 400 тыс. долларов, для работы на которых необходимы специально обученные люди.

По мнению ряда исследователей, традиционно построенные проточные цитометры нецелесообразно использовать для определения пола птиц в коммерческих целях. Однако,

сами принципы проточной цитометрии могут найти применение в промышленном птицеводстве. Небольшие, более доступные приборы, содержащие менее дорогие ртутные лампы вместо лазера, могут быть в будущем с успехом использованы для определения пола птичьих эмбрионов. Совмещение же процесса измерения размера генома с модулями анализируемых проб клеток из аллантаической жидкости, как это описано в статье П.Фелпс и др. [153], значительно ускорит скрининг пола цыплят до их вылупления.

4.4. Сексирование ранних зародышей птиц в свежеснесенных яйцах

Актуальность темы. Получение высокопродуктивных гибридных несушек сталкивается с тем, что половина оплодотворенных яиц инкубируется вхолостую, поскольку содержит нежелательный мужской пол, который сразу же после вывода уничтожается. Предложенная специалистами биотехнологической компании "Эмбрекс" автоматизированная система сортировки эмбрионов по полу на 16 – 18-е сутки инкубации [153] является первой высокопроизводительной технологией сексинга in ovo. Однако, куриный зародыш на 16-е сутки инкубации уже полностью дифференцирован, и убийство таких эмбрионов не решает этических проблем уничтожения ненужных самцов. Кроме того, получение 16-и суточных эмбрионов-самцов требует значительных материальных затрат. Поэтому сексирование сверхранних зародышей и выбраковка будущих петушков до закладки яиц на инкубацию многим ученым [160, 161] представляется весьма экономически выгодной и этически оправданной технологической операцией. После определения пола неинкубированные "петушковые" яйца могут быть использованы для получения яичного порошка или реализованы как сырье для кондитерской или хлебопекарской промышленности.

Теоретические основы сексирования свежеснесенных яиц. В отличие от млекопитающих, у которых мужской пол гетерогаметный (XY), у птиц самцы продуцируют гомотетную сперму, содержащую только Z-хромосомы. Это, в свою очередь, исключает возможность искусственной регуляции пола у птиц путем осеменения самок спермой разного хромосомного типа (X- и Y-фракции сперматозоидов у млекопитающих).

У домашних птиц окончательный переход генома с диплоидного в гаплоидное состояние с W- или Z-хромосомой происходит в созревающих фолликулах за 15-20 минут до овуляции. С этого момента яйцеклетка, а позднее после оплодотворения и сам сверхранний зародыш, уже несут в себе информацию о генетически заложенном поле.

К моменту снесения яйца зародыш курицы состоит примерно из 30-50 тыс. бластодермальных клеток и в своем развитии достигает стадии ранней гастролы [160, 161]. Диаметр бластодиска у свежеснесенного оплодотворенного яйца кур равен в среднем 4,4 мм, а толщина - 250 мкм (рис. 75). У неоплодотворенного яйца диаметр бластодиска составляет около 3,5 мм.

По мнению С.Клейна с соавторами [162], для проведения успешной диагностики пола зародышей в свежеснесенных яйцах необходимо решить несколько основных научно-технических проблем:

- 1) научиться быстро и точно определять локализацию бластодиска (бластодермы) внутри интактного (целого) яйца;
- 2) отработать методику биопсии ограниченного количества бластодермальных клеток;
- 3) выбрать надежный молекулярный маркер пола эмбриона;
- 4) научиться диагностировать пол эмбриона по небольшому количеству клеток бластодермы;

5) оценить потенциал развития куриного эмбриона после биопсии бластодермальных клеток.

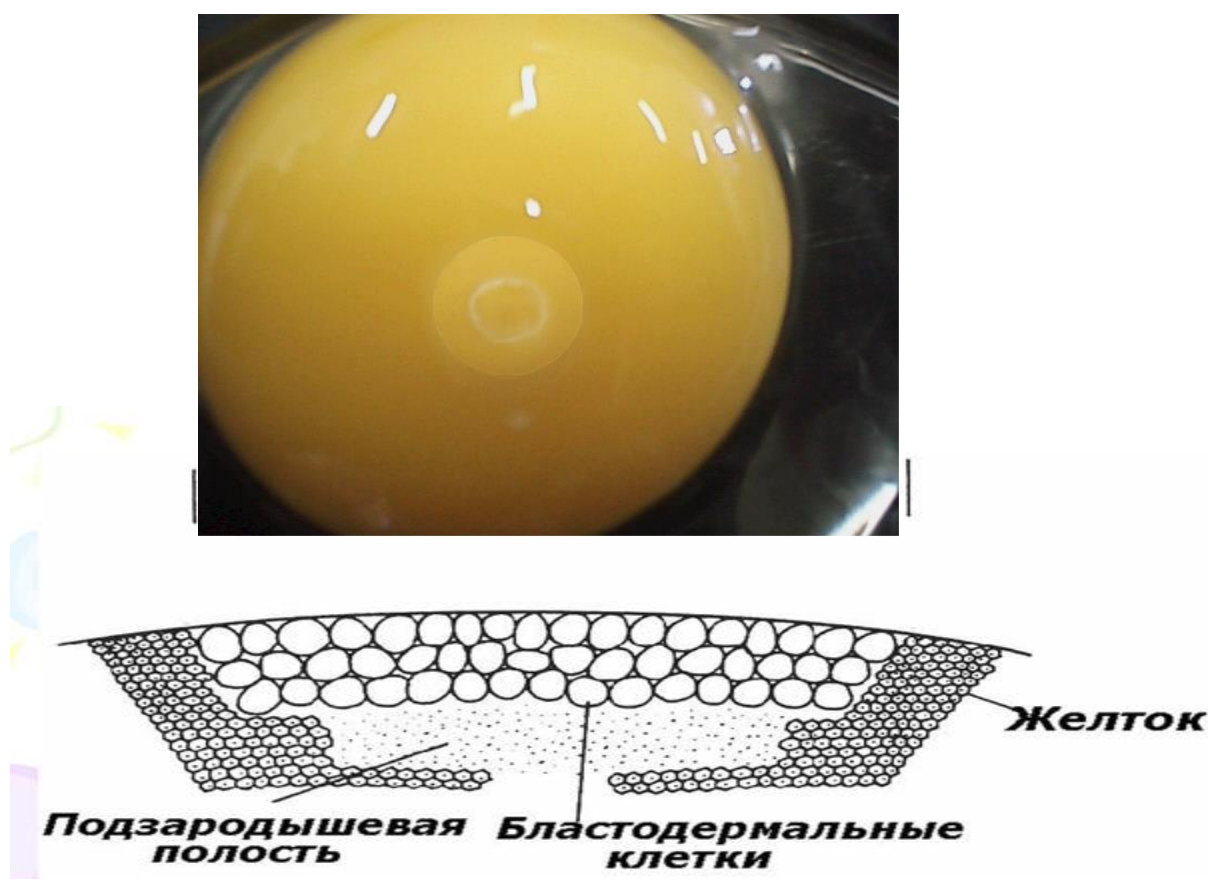


Рис. 168. Внешний вид и схема строения бластодиска оплодотворенного яйца

Локализация бластодиска. В ранних работах для выяснения расположения бластодиска на поверхности желтка исследователи проделывали отверстие диаметром 5-6 мм в яичной скорлупе и подскорлупных оболочках. Такое нарушение целостности скорлупы заметно снижало выводимость цыплят из оперированных яиц, но все же позволяло проводить генно-инженерные манипуляции со сверххранимыми эмбрионами, в том числе и определять их пол.

Для осуществления биопсии бластодермальных клеток расположенные горизонтально интактные яйца тщательно протирают 70 % спиртом и просушивают в ламинарном шкафу. Далее с помощью специального устройства протачивают в скорлупе каждого яйца отверстие диаметром 5-6 мм, удаляют подскорлупные оболочки и микропипеткой берут для последующего молекулярно-генетического анализа небольшую часть бластодиска (50-100 бластодермальных клеток).

Восстановление целостности оперированных таким способом яиц осуществляется путем заклейки проделанных отверстий сначала подскорлупной оболочкой или тонкой полиэтиленовой пленкой, а затем - бактерицидным пластырем или гипсом. Через 2 часа оперированные таким образом яйца можно закладывать в инкубатор (рис.169).

С. Клейном и др. [162] был предложен более совершенный метод определения локализации бластодиска в интактном яйце, который дает возможность доступа к зародышу через крошечное отверстие в скорлупе и не снижает при этом показатели выводимости молодняка. Для определения местоположения бластодиска авторы цитируемой работы ис-

пользовали изображение внутреннего строения яйца, полученное с помощью ЯМР (ядерного магнитного резонанса, рис. 168). Применение для этой цели ультразвукографии оказалось неэффективным, поскольку ультразвуковые волны отражаются от поверхности скорлупы яиц.

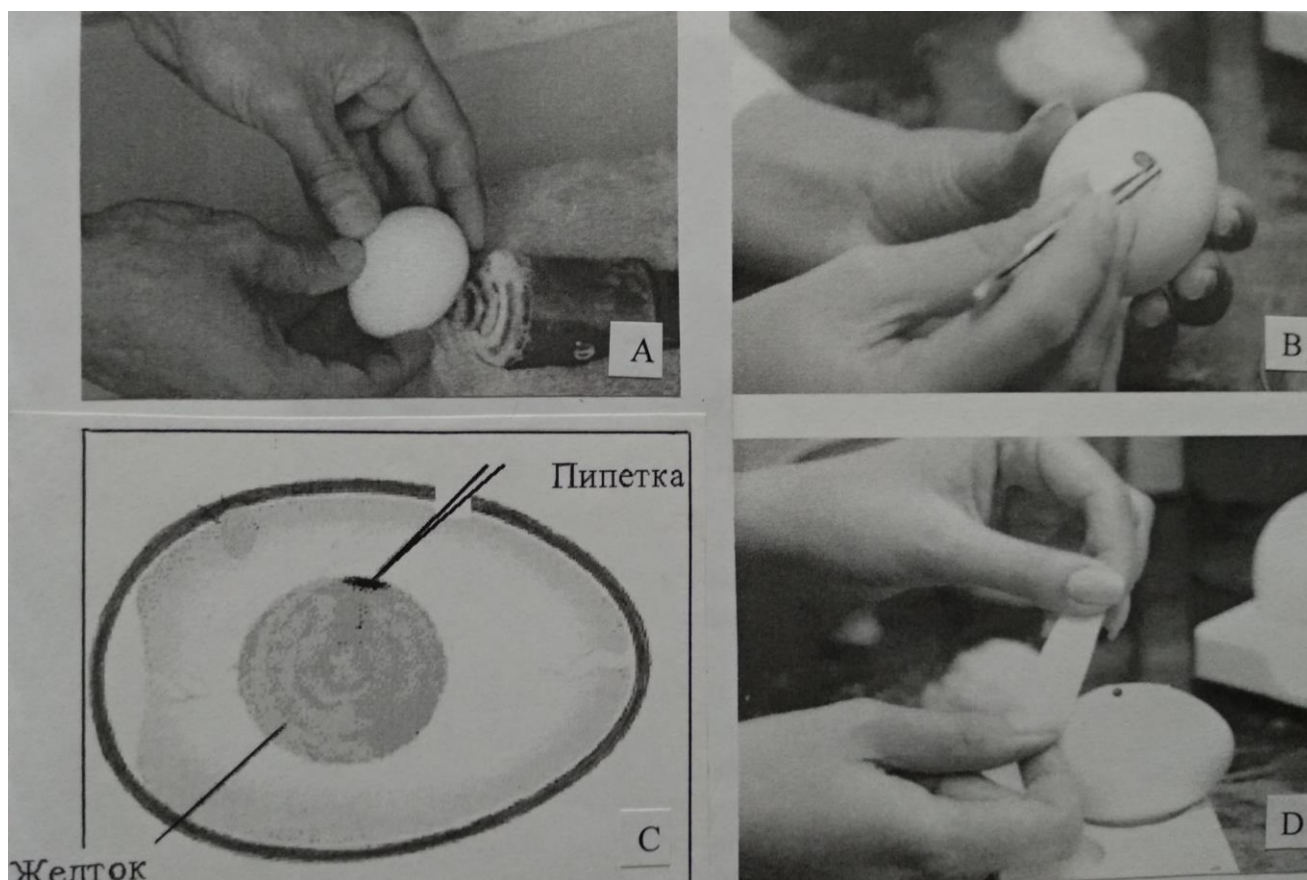


Рис. 169. Технические приёмы извлечения пробы бластодермальных клеток из свежеснесённого оплодотворённого яйца.

- А – снятие участка скорлупы яйца с помощью абразивного диска;
- В – удаление подскорлупных оболочек;
- С – взятие пробы бластодермальных клеток с помощью микропипетки;
- Д – послеоперационное восстановление целостности скорлупы яйца.

Новый метод быстрой локализации бластодиска в яйце позволяет сделать очень маленькое отверстие в скорлупе непосредственно над бластодермой, в основном сохранить целостность подскорлупных мембран и ввести тонкую иглу для биопсии зародышевых клеток прямо в ранний эмбрион. При использовании ЯМР-анализа локализация бластодермы может быть определена как при горизонтальном, так и при вертикальном расположении яйца.

На рис. 170 а и б показан набор ядерно-магнито-резонансных изображений одного оплодотворенного неинкубированного куриного яйца (яйцо расположено горизонтально). Зародышевый диск смещен немного вправо и находится на расстоянии двух миллиметров от внутренней поверхности скорлупы.

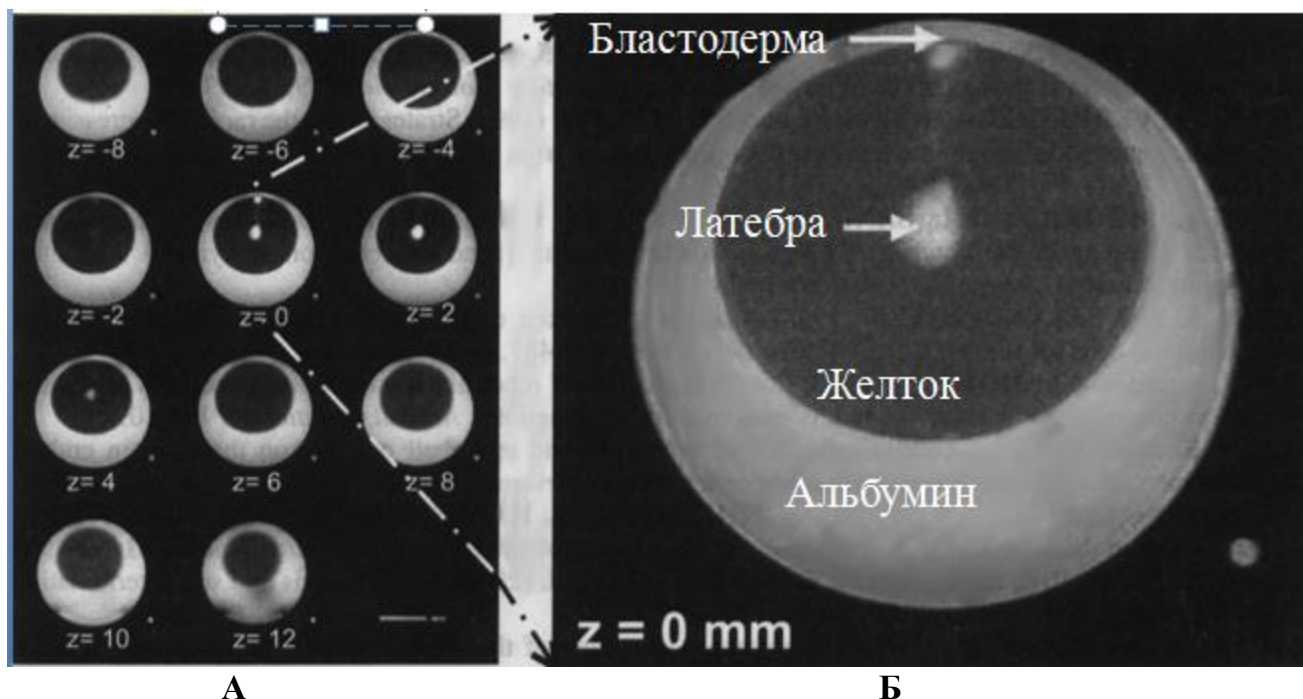


Рис. 170(А). Серия ЯМР-изображений одного оплодотворенного куриного яйца. Расстояние между оптическими срезами равно 2 мм. $Z = 0$ описывает самый большой диаметр яйца и желтка, соответственно.

Рис. 170(Б). Увеличение среза N 5 ($Z = 0$), содержащего бластодерму на вершухе желтка.

Биопсия бластодермальных клеток. Для успешного сексирования сверхранних эмбрионов кур с помощью ПЦР-анализа достаточно взять на исследование небольшое количество бластодермальных клеток (от 4 до 400). Причем не важно, взяты эти клетки в зоне пеллюциды или в зоне опака.

В принципе, возможно определение пола эмбриона и по одной клетке, однако такой анализ требует высокочувствительных методов детекции и стоит на сегодняшний день около 12 Евроцентов за одну пробу. А это намного дороже, чем стоимость применяемых в настоящее время мануальных методов определения пола цыплят (вент-, федер- и колорсексинг).

Развитие эмбрионов после манипуляций на интактных яйцах. В работе С.Клейна и др.[162] показано, что после прединкубационных манипуляций с племенными яйцами ни приостановление в развитии, ни нарушение дифференцировки тканей и органов эмбрионов замечено не было. На всем протяжении инкубационного периода зародыши в "прооперированных" яйцах развивались нормально, в соответствии с общепринятыми параметрами [141].

Напротив, прокол скорлупы яиц и взятие образцов зародышевых клеток на первые, вторые и третьи сутки инкубации привели к заметным нарушениям в развитии эмбрионов, особенно в начале инкубации. Выводимость цыплят при этом уменьшилась на 33-35 % по сравнению с контролем. На этом основании авторы приходят к выводу, что свежеснесенные неинкубированные яйца представляют собой идеальный объект для взятия проб бластодермальных клеток и последующего сексинга. При этом температура анализируемых яиц должна быть на уровне 18-20 С.

Молекулярные маркеры пола сверхранних эмбрионов. Благодаря новейшим достижениям молекулярной генетики и биотехнологии в последние годы появилась принципиальная возможность определять пол зародышей птиц с помощью современных методов анализа геномной ДНК (рис. 171).

В качестве молекулярно-генетических маркеров пола эмбрионов авторы ряда работ [164 – 174] предлагают использовать специфические для самок **W**-нуклеотидные последовательности, наличие которых в геномах анализируемых клеток выявляют с помощью полимеразной цепной реакции (ПЦР-анализа) или гибридизации геномной ДНК *in situ*. Оба метода определения пола эмбрионов базируются на распознавании **W**-хромосомы, которая присутствует в **ZW**-геноме самок и отсутствуют в **ZZ**-геноме самцов. Точность сексирования зародышей молекулярными методами, также как при использовании колор- и федер-сексинга молодняка, составляет 100 %.

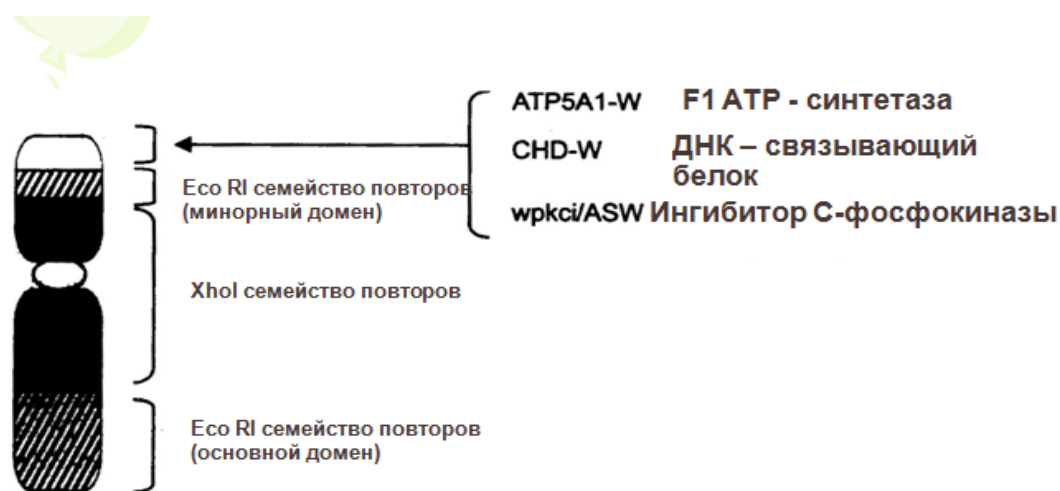


Рис. 171. **W**-хромосома домашней курицы

На сегодняшний день в специфической **W**-хромосоме самок локализовано три гена, которые можно использовать для молекулярного сексинга: **CHD-W** (ДНК-связывающий белок), **ATP5A1-W** (АТФ-синтетаза) и **wpki/ASW** (ингибитор С-фосфокиназы). Все эти гены контролируют синтез важных для обмена веществ белков и расположены на дистальном конце короткого плеча **W**-хромосомы. Большая же часть этой хромосомы занята двумя избыточными повторяющимися последовательностями - **Xho1** и **EcoR1** (рис. 171).

Перечисленные выше гены и повторяющиеся последовательности могут быть использованы для обнаружения присутствия **W**-хромосомы в пробах бластодермальных клеток, идентифицируя отдельных зародышей птиц как самок.

Хотя все три маркерных гена (**CHD-W**, **ATP5A1-W**, **wpki/ASW**) имеют гомологов в **Z**-хромосоме, все равно это не мешает дифференцировать бластодермальные клетки **ZW**-самок и **ZZ**-самцов. К примеру, **CHD-W** и **CHD-Z** гены содержат интроны различной длины и, амплифицируясь в полимеразной цепной реакции, дают хромосомные продукты, которые различимы по размеру.

После электрофореза в агаровом геле и специального окрашивания на электрофоретических пластинках **Z**- и **W**-хромосомы образуют по одной полоске, но с разной электрофоретической подвижностью. В связи с чем, анализируемые клетки самок образуют две хорошо различимых полоски - по одной от **Z**- и **W**-хромосом (рис. 172, 173), тогда как у самцов всегда будет только одна полоска, образуемая двумя идентичными **Z**-хромосомами [161].

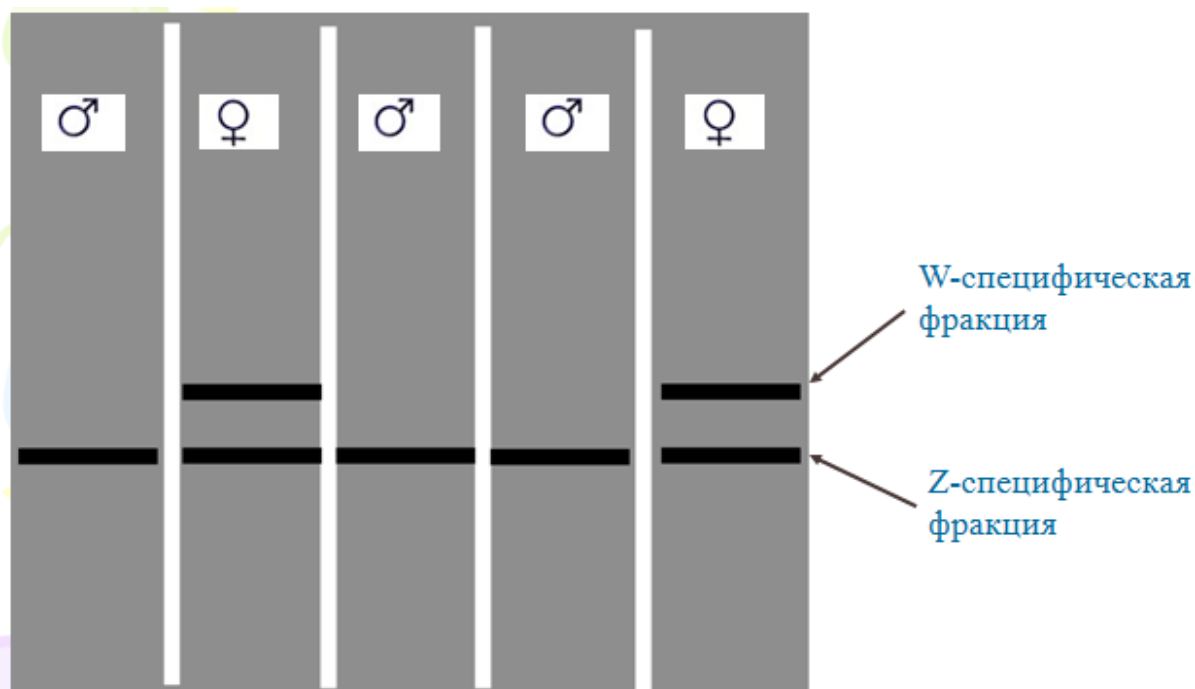


Рис. 172. Типичная электрофоретическая картина продуктов полимеразной цепной реакции ДНК эмбрионов мужского и женского полов

Такой же результат можна получить путем амплификации с помощью ПЦР повторяющейся последовательности **Xho1**, представленной примерно 14 000 копий на **W**-хромосоме и всего лишь небольшим количеством повторов на аутосомах [161]. Путем подбора соответствующих праймеров и условий проведения ПЦР может быть обнаружено присутствие только большого количества **Xho1**-повторов в **W**-хромосоме самок.

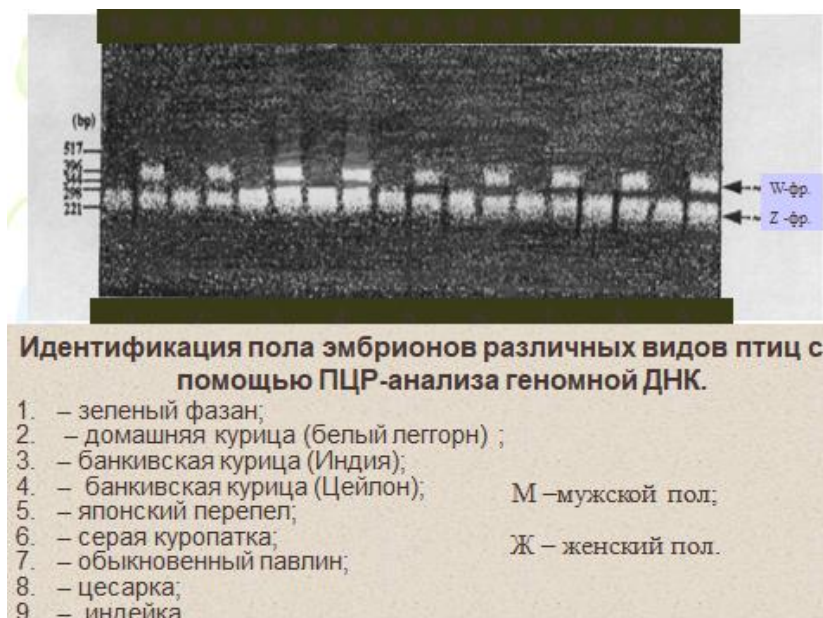


Рис.173. Идентификация пола эмбрионов различных видов птиц с помощью ПЦР-анализа геномной ДНК.

ПЦР-анализ включает в себя такие операции: выделение из бластодермальных клеток геномной ДНК, амплификацию (образование дополнительных копий) ДНК, электрофоретическое исследование амплифицированной ДНК в агарозном геле, гибридизацию анализируемой ДНК с меткой W-специфической пробы, обработку электрофоретических спектров ДНК люминогеном и регистрацию на фотопленке хемилюминесцентных сигналов в пробах ДНК бластодермальных клеток ZW-эмбрионов. Многие этапы ПЦР-анализа автоматизированы, что позволяет за небольшой промежуток времени тестировать значительное количество бластодисков.

В последнее время ПЦР-анализ значительно усовершенствован и позволяет получать не только качественные, но и количественные характеристики геномной ДНК (К-ПЦР). Согласно этого метода, накопление продуктов ПЦР генерирует флюоресцирующий сигнал, который фиксируется фотоэлектронным устройством. Интенсивность сигнала фиксируется автоматически, что открывает путь для автоматизированной идентификации пола сверххранних эмбрионов.

Современная аппаратура для полимеразной цепной реакции позволяет одновременно определять пол у 100 зародышей за два часа анализа. Однако, эти установки, полезные в исследовательских программах, не представляют большой ценности для промышленного птицеводства. Для промышленных целей такой вариант ПЦР-анализа слишком медленный, очень дорогой и требует хорошо подготовленного квалифицированного персонала.

Более проста идентификация пола ранних эмбрионов методом гибридизации *in situ*. Этот метод предполагает постановку реакции прямой гибридизации ДНК бластодермальных клеток эмбрионов со стандартной W-специфической пробой ДНК для птиц. При проведении геномной экспертизы пола этим методом также предусматривается использование специального диагностического набора реагентов фирмы "Boehringer Mannheim" (рис. 173).

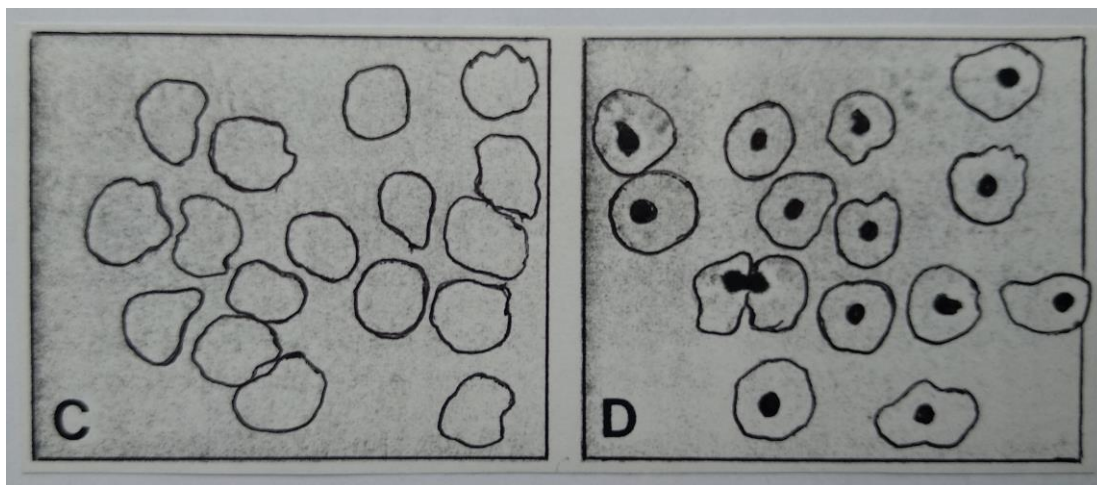


Рис. 173. Идентификация пола ранних эмбрионов методом гибридизации *in situ*

После определения пола зародышей молекулярно-генетическими методами инкубационные яйца сортируются на две группы (петушки, курочки) и, в зависимости от направления продуктивности и племенного предназначения, помещаются в инкубатор или же используются для других целей. Если, например, анализировались бластодиски финального гибрида бройлерного кросса, то после сексирования зародышей осуществляется дифференцированная закладка двух "раздельнополых" групп яиц на инкубацию, где и происхо-

дит их последующее развитие и раздельное вылупление курочек и петушков. Напротив, после определения пола *in ovo* у промышленной птицы яичного направления продуктивности, в инкубатор закладываются только яйца с бластодисками женского пола, а "прооперированные" яйца с мужскими бластодисками можно успешно использовать в кондитерской промышленности или для производства яичного порошка. Кроме того, яйца с эмбрионами мужского пола могут быть проинкубированы до 9-го дня и использованы при изготовлении разнообразных вакцин и биопрепаратов для птицеводческой индустрии.

Методы молекулярного сексирования позволяют определить пол птичьего зародыша и на более поздних этапах эмбриогенеза. Для этого необходимо с помощью очень тонкой иглы пробить скорлупу и взять пробы амниотической или аллантоисной жидкости, в которой находятся отдельные клетки эмбриона, содержащие его хромосомный набор. Хороший результат дает также анализ микропроб эмбриональной крови, взятой из сосудов желточного мешка. После отбора биологического материала отверстие в скорлупе каждого яйца заливается каплей расплавленного парафина и все индивидуально меченные яйца (до получения результата анализа) вновь помещаются в инкубатор.

Методы молекулярного сексирования зародышей птиц универсальны, поскольку позволяют безошибочно определять пол эмбрионов различного возраста и видовой принадлежности. Процедура молекулярного сексирования эмбрионов птиц в значительной степени автоматизирована, но пока еще весьма дорогостоящая.

Идентификация пола эмбрионов сельскохозяйственных видов птиц с помощью ПЦР-анализа их ДНК в будущем будет использоваться как один из элементов геномной селекции птиц. Схематично отбор лучших особей с помощью огромного количества SNP-маркеров представлен на рис. 174 - 176.



Рис. 174. Отбор лучших особей с помощью SNP-маркеров



Рис.175. Этапы геномной селекции птиц



Рис. 176. ПЦР-лаборатория (центрифугирование биоматериала)

Резюме. Как видно из приведенных в этой главе материалов, на рубеже XX и XXI веков в разработке методов сортировки молодняка домашних птиц по полу начался новый этап, ознаменовавшийся тем, что процедура сексирования племенной и промышленной птицы стала перемещаться на ее эмбриональную стадию развития. В отношении кур уже сейчас существует принципиальная возможность определения пола развивающихся эмбрионов в такие возрастные периоды:

* стадия бластодиска (свежеснесенное яйцо) - на этом этапе развития пол зародышей определяется путем анализа геномной ДНК бластодермальных клеток на предмет носительства **W**-специфических нуклеотидных последовательностей методами ПЦР и гибридизации *in situ*;

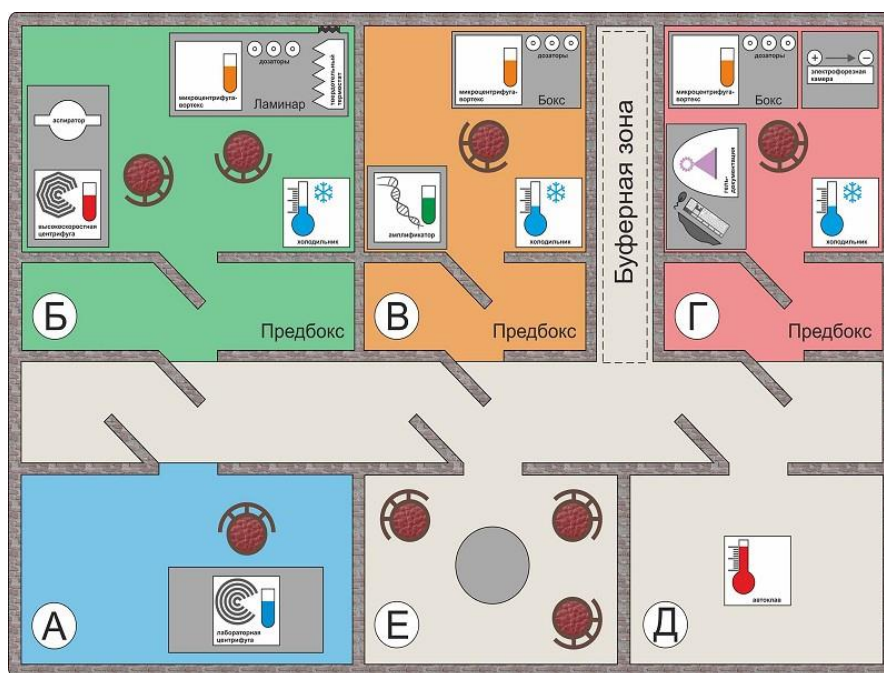


Рис. 177. Классическая ПЦР-лаборатория

* 6-дневные эмбрионы - пол эмбрионов определяется путем взятия небольшого количества крови из сосудов желточного мешка и подсчета количества **Z**-хромосом в кариотипах кровяных клеток (♂ **ZZ**, ♀ **ZW**);

* 7-дневные эмбрионы - сексирование зародышей осуществляется путем просвечивания скорлупы яиц и регистрации окраски глаз у колорсексных эмбрионов (у самцов-неальбиносов глаза темные, а у самок-альбиносов - розовые);

* 16-18-дневные эмбрионы - путем анализа проб аллантоисной жидкости, в которой выявляются эстрогенные гормоны, уровень которых специфичен для женского пола;

* 5-19-дневные эмбрионы - путем анализа геномной **ДНК** зародышей (из клеток крови или амниотической жидкости) и выявления у самок **W**-специфических **ДНК**-маркеров методами ПЦР и гибридизации *in situ* или выявления половых различий в количестве **ДНК** методом проточной цитометрии;

* 10-20-дневные эмбрионы - путем сканирования гонад эмбрионов методом ЯМР и выявления семенников у самцов и яичников - у самок.

Нет сомнения, что перечисленные выше методы сверххранного определения пола птицы будут и далее совершенствоваться, и в скором будущем некоторые из них будут положены в основу промышленного автоматического сексирования *in ovo*, которое станет такой же обычной технологической операцией, какими в наше время стали вент-, колор- и федерсексинги.

По нашему мнению, в будущем более перспективными и привлекательными для промышленного птицеводства будут не разрушающие скорлупу яиц методы диагностики пола эмбрионов, которые базируются на использовании спектроскопических или сверхчувствительных сенсорных технологий. Заманчивым направлением в разработке новых подходов к безвредным методам сексинга *in ovo* является сканирование полоспецифического когерентного террагерцового излучения эмбрионов, обусловленного **Z-W**-гетерохроматизмом половых хромосом птиц (**ZZ**-геном самца и **ZW**-геном самки).

Глава 5. Идентификация пола у некоторых видов экзотических птиц

5.1. Определение пола птенцов волнистого попугайчика

В фундаментальной работе О. А. Марковой [178] приведены варианты аутосексинга молодняка волнистых попугайчиков. Автор описывает половые различия птенцов как при разведении «в чистоте», так и скрещивании самцов волнистых попугайчиков, гомозиготных по мутантным рецессивным аллелям генов, сцепленных с полом и определяющим окраску оперения с самками обычного фенотипа (дикий окрас).

У волнистых попугайчиков точность определения пола имеет важное практическое значение. Считается, что самцы обладают повышенной, по сравнению с самками, способностью к обучению имитации человеческой речи, поэтому их стоимость выше. Для приручения наиболее пригодны птицы сразу после вылета из гнезда, то есть в возрасте 30 — 45 дней. В этом возрасте пол птиц определяют по цвету восковицы (кожа вокруг ноздрей): у самцов она розово-фиолетовая, у самок — бело-голубая (рис. 79). Такой цвет восковицы сохраняется до первой линьки в трёхмесячном возрасте и меняется на синий у большинства самцов и на коричневый или беловатый у большинства самок до шестимесячного возраста (рис. 79). У самцов, которые относятся к рецессивным пёстрым, иносам, кружевным, белокурым, коричневым, цвет восковицы не изменяется, как и у некоторых доминантных пёстрых (рис. 80). Некоторые самки сохраняют голубоватый оттенок восковицы и в возрасте старше шести месяцев. Но в ряде случаев наблюдаются промежуточные формы окраски восковицы, особенно у птиц в возрасте 30 — 45 дней. Так молодые птицы могут иметь беловатый цвет восковицы возле ноздрей, как у самок, а остальная часть восковицы имеет розово-фиолетовую окраску, как у самцов. Определение пола у таких птиц, особенно неопытными любителями, может быть неверным, приводить к претензиям со стороны покупателей, а также к формированию однополых пар для размножения. Некоторые птенцы имеют на восковице тёмный налёт, затрудняющий определение пола. Нужно учесть, что при некоторых заболеваниях попугайчиков цвет восковицы взрослой птицы может измениться, приобретая темные некрозные цвета.

Более точное определение пола возможно при формировании аутосексных пар с использованием птиц, мутантных по генам, сцепленным с полом и влияющим на окраску оперения, пуха, глаз.

На данный момент известно 4 сцепленных с полом гена, контролирующих окраску оперения у волнистых попугайчиков. Мутации этих генов приводят к появлению опалиновых (opaline), коричневых (cinnamon), иносов (ino) и аспидных (slate) волнистых попугайчиков [182]. Из вышеперечисленных на территории Украины встречаются первые три мутации.

Первая опалиновая птица была выловлена в Австралии в 1933 году. Опалиновый рисунок — это форма разреженного меланина, отчётливо выраженного на голове и на спине, где волнистость почти исчезла. Вследствие этого на спине между крыльями возникает клин в форме V без волнистости. Волнистых попугайчиков с опалиновым рисунком можно различить ещё в гнезде в возрасте 8-14 дней по беловатому, а позже — белому пушку, в отличие от серого у птиц дикого фенотипа. Признак сцеплен с Z-хромосомой, контролируется геном с двумя аллелями, мутантный аллель рецессивен по отношению к аллелю дикого типа (o^+ — аллель дикого типа, o — мутантный аллель, o^+o^+ , o^+o — обычный самец, oo — опалиновый самец, o^+w — обычная самка, ow — опалиновая самка).

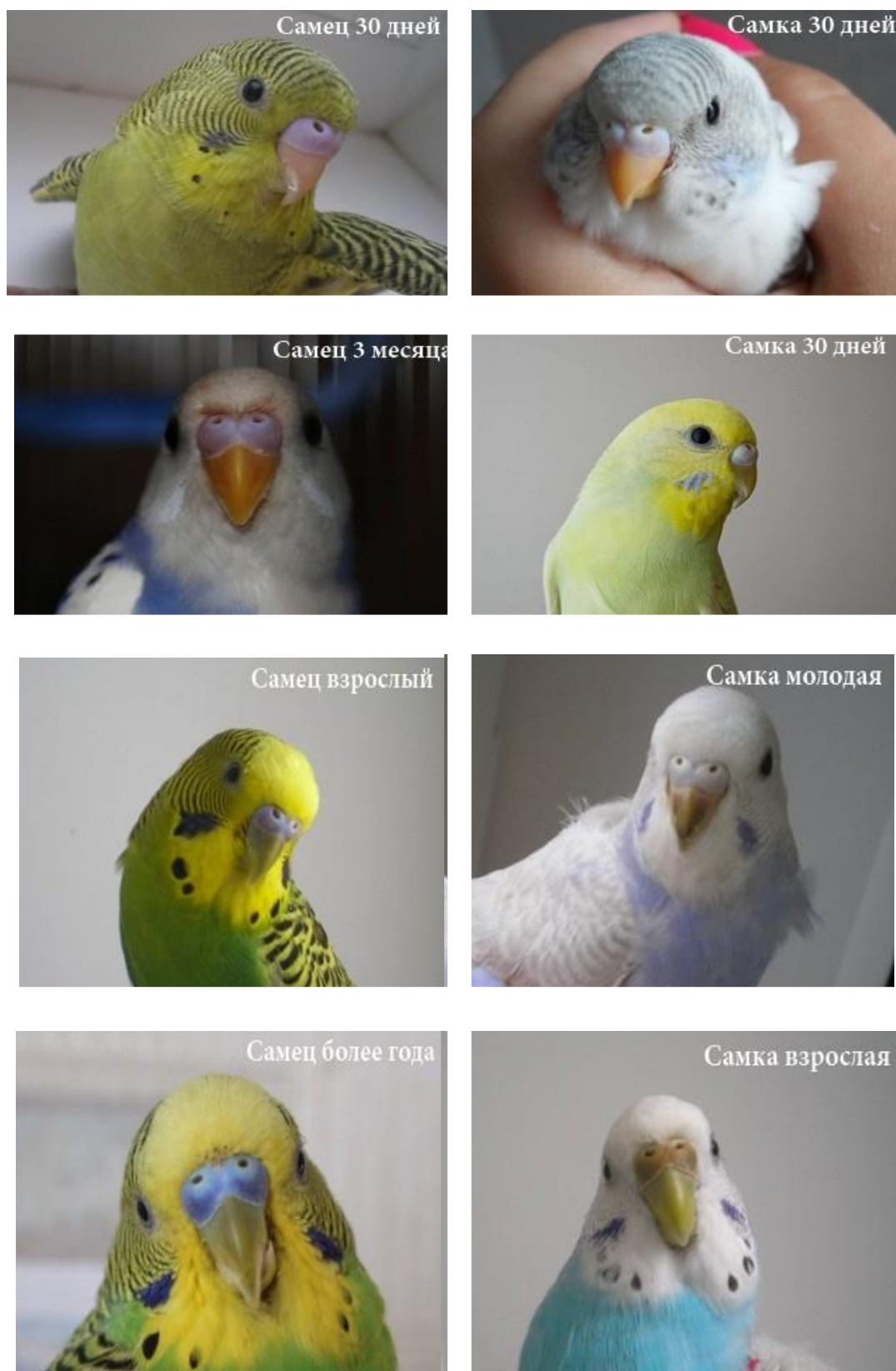


Рис. 174. Динамика окраски восковицы у самцов и самок волнистых попугайчиков



Рис. 175. Мутантные окраски оперения волнистых попугайчиков

Сцепленный с полом ген опалиновой окраски также известен у розовощёких неразлучников (*Agapornis roseicollis*), ожереловых попугаев Крамера (*Psittacula krameri*) и пёстрых розелл (*Platycercus eximius*) [6].

Коричные птицы выведены в Англии в 1932 — 1933 годы. Они имеют коричневый волнистый рисунок на крыльях, голове и спине, основной цвет окраски тела более светлый, чем у обычных птиц. Признак контролируется геном с двумя аллелями, мутантный аллель рецессивен по отношению к аллелю дикого типа (c^+ — аллель дикого типа, c — мутантный аллель, c^+c^+ , c^+c — обычный самец, cc — коричневый самец, c^+w — обычная самка, cw — коричневая самка). Коричневый рисунок у самцов обычно темнее, чем у самок, что, возможно, связано с эффектом дозы генов. Птиц с коричневым рисунком можно узнать сразу после вылупления по красно-фиолетовому цвету глаз, в отличие от чёрного у птиц дикого фенотипа. Но ещё прежде, чем птенцы откроют глаза, цвет глаз темнеет почти до чёрного. Коричневые птицы могут быть опалиновыми, у них исчезает светлорыжий рисунок на голове и спине (co/co — коричневый опалиновый самец, co/w — коричневая опалиновая самка). Сцепленный с полом ген коричневого разбавления известен у индеек, японских перепелов, цесарок, голубей и уток [30], а также у розовощёких неразлучников, корелл (*Nymphicus hollandicus*), пёстрых розелл, ожереловых попугаев Крамера [180], канареек (*Serinus canaria*) [7] и зебровых амадин (*Taeniopygia guttata*) [179].

Выделяют два типа инос: лютиносы и альбиносы. Лютиносы — это чисто жёлтые птицы без рисунка с красными глазами, альбиносы — чисто белые или лимонные. Признак контролируется полиаллельной генетической системой, на территории Украины встречается только один мутантный аллель, рецессивный по отношению к аллелю дикого типа (i^+ — аллель дикого типа, i — мутантный аллель, i^+i^+ , i^+i — обычный самец, ii — самец-инос, i^+w — обычная самка, iw — самка-инос). Птиц-инов можно узнать сразу после вылупления по красному цвету глаз, в отличие от чёрного у птиц дикого фенотипа. Альбиносы и лютиносы могут быть генетически опалиновыми, но фенотипически это никак не проявляется. При комбинировании аллелей инос и коричневой окраски возникает новая вариация окраски оперения — кружевные волнистые попугайчики (*lacedwing*), которые имеют жёлтую или белую окраску тела, сочетающуюся с светлорыжим рисунком на голове, спине и крыльях (ci/ci — кружевной самец, ci/w — кружевная самка). Кружевные птицы также могут быть опалиновыми, у них исчезает рисунок на голове и спине (coi/coi — кружевной опалиновый самец, coi/w — кружевная опалиновая самка). Сцепленные с полом альбинотические формы известны у кур, японских перепелов и индеек, они отличаются пониженной жизнеспособностью [30]. У розовощёких неразлучников, корелл, пёстрых розелл, ожереловых попугаев Крамера [180], канареек [181] и зебровых амадин [179] также обнаружены сцепленные с полом альбинотические вариации окраски оперения.

В своих исследованиях О. А. Маркова провела 5 аутосексных скрещиваний, результаты которых приведены ниже.

1 скрещивание. Опалиновый самец и обычная самка ($\sigma^+ c^+ oi^+ / c^+ oi^+ \times \text{♀} c^+ o^+ i^+ / w$).

Самцы, полученные в этом скрещивании, имеют обычную окраску ($\sigma^+ c^+ o^+ i^+ / c^+ oi^+$). Самки имеют опалиновую окраску ($\text{♀} c^+ oi^+ / w$), их можно отличить в возрасте 8–14 дней по белому цвету пуха (рис.82). Следует учитывать, что светлый, почти белый, цвет пуха имеют также птенцы таких вариаций окраски оперения: рецессивные пёстрые, доминантные пёстрые, серокрылые и белокурые. Для точного определения пола по цвету пуха необходимо, чтобы в потомстве аутосексной пары не было птенцов вышеперечисленных окрасок. Наличие птенцов вышеперечисленных вариаций не влияет на точность определения пола, если оно осуществляется в возрасте вылета, в этом случае опалиновых птенцов можно от-

личить от неопалиновых по отсутствию волнистого рисунка на голове и спине. Репродуктивные показатели этих аутосексных пар не отличаются значительно от показателей обычных пар. Количество вылетевших птенцов в кладке выше на 0,30 птенца ($p > 0,05$) по сравнению с контролем.

2 скрещивание. Коричный самец и обычная самка ($\text{♂} \text{co}^+ \text{i}^+ / \text{co}^+ \text{i}^+ \times \text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+ / \text{w}$). Самцы, полученные в этом скрещивании, имеют обычную окраску ($\text{♂} \text{co}^+ \text{i}^+ / \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+$). Самки имеют коричневую окраску ($\text{♀} \text{co}^+ \text{i}^+ / \text{w}$), их можно отличить сразу после вылупления по красно-фиолетовому цвету глаз. Коричные птенцы также имеют более светлый пух, чем обычные птенцы. Коричные птицы чаще являются и опалиновыми, поэтому данный вариант аутосексных пар не использовался нами для размножения.

3 скрещивание. Коричный опалиновый самец и обычная самка ($\text{♂} \text{coi}^+ / \text{coi}^+ \times \text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+ / \text{w}$). Самки, полученные в этом скрещивании, имеют коричневую опалиновую окраску ($\text{♀} \text{co}^+ \text{i}^+ / \text{w}$) и могут быть определены в раннем возрасте как по цвету глаз, так и по окраске пуха. Самцы в таких скрещиваниях получаются обычными ($\text{♂} \text{coi}^+ / \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+$). При скрещивании таких самцов с обычными самками, с учётом процесса кроссинговера, получаются обычные, коричневые, опалиновые и коричневые опалиновые самки и обычные самцы. Частота кроссинговера между генами c и o составляет 32,7% [9]. Этот вариант аутосексных пар характеризуется высокими репродуктивными показателями, количество яиц в кладке на 1,05 яйца выше по сравнению с контролем ($p < 0,05$), количество вылетевших птенцов в кладке – на 0,5 птенца выше по сравнению с контролем ($p > 0,05$). Вместо обычной самки в этом варианте аутосексных пар может быть использована опалиновая самка. Самцы, полученные в таком скрещивании, будут опалиновыми, а самки – коричневыми опалиновыми. В таком скрещивании пол птенцов в раннем возрасте можно определить только по цвету глаз.

4 скрещивание. Самец-инос и обычная самка ($\text{♂} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i} / \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i} \times \text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+ / \text{w}$). Самцы, полученные в этом скрещивании, имеют обычную окраску и ($\text{♂} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i} / \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+$). Самки имеют белую или жёлтую окраску ($\text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i} / \text{w}$), их можно отличить сразу после вылупления по красному цвету глаз, который с возрастом не меняется, в отличие от коричневых птиц (рис. 81). Птенцы-иносы имеют более светлый пух, чем обычные птенцы. Репродуктивные показатели этих пар низкие, количество вылетевших птенцов в кладке на 0,54 птенца ниже по сравнению с контролем ($p > 0,05$), выживаемость птенцов ниже на 11,28% по сравнению с контролем ($p < 0,05$).

5 скрещивание. Кружевной самец и обычная самка ($\text{♂} \text{co}^+ \text{i} / \text{co}^+ \text{i} \times \text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+ / \text{w}$). Самцы, полученные в этом скрещивании, имеют обычную окраску и расщепляются кружевных птиц, а также на коричневых птиц и птиц-иносов из-за процесса кроссинговера ($\text{♂} \text{co}^+ \text{i} / \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+$). Частота кроссинговера между генами c и i составляет 3% [9]. Самки имеют кружевную окраску ($\text{♀} \text{co}^+ \text{i} / \text{w}$), их можно отличить сразу после вылупления по красному цвету глаз, они также имеют более светлый цвет пуха. К сожалению, кружевные птицы представляют на территории Украины большую редкость. Также возможен вариант, когда спаривают кружевного опалинового самца и обычную самку ($\text{♂} \text{coi} / \text{coi} \times \text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i}^+ / \text{w}$). Самцы, полученные в результате этого спаривания, имеют обычную окраску, но самки имеют все возможные комбинации аллелей генов, сцепленных с полом: опалиновых ($\text{♀} \text{c}^+ \text{o} \text{i}^+ / \text{w}$), коричневых ($\text{♀} \text{co}^+ \text{i}^+ / \text{w}$), коричневых опалиновых ($\text{♀} \text{coi}^+ / \text{w}$), кружевных ($\text{♀} \text{co}^+ \text{i} / \text{w}$), кружевных опалиновых ($\text{♀} \text{coi} / \text{w}$), лютиносов и альбиносов ($\text{♀} \text{c}^+ \text{o}^+ \text{i} / \text{w}$). По разнообразию фенотипов потомства эти самцы – наиболее продуктивные птицы.



Рис. 176. Колорсексные птенцы: справа - голова обычного птенца (черный цвет глаз), слева - голова птенца-иноса (красный цвет глаз)



Рис. 177. Колорсексные птенцы в возрасте 10 дней: слева - опалиновый птенец (белый цвет пуха), справа - обычный птенец (серый цвет пуха)

На основании проведенных исследований О.А. Маркова делает следующие выводы.

1. Пол птенцов в потомстве аутосексных пар волнистых попугайчиков можно определять сразу после вылупления по цвету глаз (при скрещивании коричневых самцов или самцов-иносов с обычными самками), в возрасте 8-14 дней по цвету пуха (при скрещивании опалиновых самцов с обычными самками) и в возрасте 30 дней по окраске оперения (все варианты аутосексных пар).
2. Наибольшая продуктивность по количеству вылетевших из гнезда птенцов наблюдается в скрещиваниях опалиновых самцов и обычных самок ($6,09 \pm 0,42$), и коричневых опалиновых самцов и обычных самок ($6,29 \pm 0,33$). Именно эти пары рекомендованы для использования птицеводами-любителями.
3. Так как мутации сцепленных с полом генов, контролирующих окраску оперения, встречаются и у других видов декоративных птиц: розовощёких неразлучников, корелл, пёстрых розелл, ожереловых попугаев Крамера, канареек, зебровых амадин и т.д., у них также возможно формировать аутосексные пары.

5.2. Определение пола кореллы

Определить пол корелл достаточно сложно из-за слабовыраженного полового диморфизма (рис. 178). Визуально точно можно определить пол только у корелл природного (дикого) окраса. Это обычные серые кореллы, у самцов которых, примерно, с 4-х месячного возраста начинает желтеть голова, а щеки становятся оранжево-красными.



Рис 178. Взрослые самка (слева) и самец кореллы

Молодые кореллы всегда имеют окраску самок и только после первой линьки приобретают свою постоянную окраску. У самки на внутреннем опахале крыльев имеются по 4 — 5 округлых пятнышек. Хвостовое оперение самок шире, чем у самцов. У птиц природной окраски и некоторых мутантных форм хвост желтый, с красивым узором из черных поперечных полосок. У самцов хвосты, обычно, однотонные.

Дополнительные признаки пола корелл.

Хохолок. У самцов, обычно, 2 -3 длинных загибающихся кверху перышка, остальные перья — ровные и короткие. Если посмотреть спереди, самца венчает узкий хохолок. У самочек же перья на голове, образующие хохолок, имеют вид «метелочки», в составе которой 5 — 6 длинных перьев. Перья в хохолке у самочек не такие длинные, как у самцов. Ширина хохолка у них практически равна ширине головы.

Щеки. У самочек, независимо от их возраста, щеки неяркие и меньшие по величине, чем у самцов. Однако, самки окраса лютино, обычно, имеют более яркие щеки, чем самцы того же окраса.

Спинка. Спинка у самцов более ровная, у самочек есть небольшой горбик.

Экстерьер. Самки в спокойном состоянии больше похожи на шарик или матрешку, в то время, как самцы похожи на подтянутых бравых гусар.

Лапки. В спокойном состоянии у самцов корелл лапки расположены достаточно близко друг к другу. Самки же - наоборот ставят лапки широко.

Хвост. У самочек хвостик у основания шире, чем у самцов. У самцов хвост «стрелой», узкий у основания. Наличие в хвосте перьев отличающихся по окрасу от общего фона также указывает на мужской пол особи.

У половозрелых зебровых амадин самец окрашен значительно ярче, чем самка (рис. 179).



Рис. 179. Амадина зебровая

5.3. Определение пола птиц с помощью анализа ДНК

Сегодня самым точным методом определения пола птицы является исследование ее ДНК. Алгоритм молекулярного сексирования следующий. Владелец птицы обрезает коготь на ее лапке или выдергивает перышко на грудке и помещает их в специальный контейнер. Пол птицы можно определить и по крови. В Украине тестирование на пол с помощью ПЦР-анализа проводят в Киеве на кафедре ветеринарии Национального университета биоресурсов и природопользования и в городе Харькове в Институте животноводства НААУ. Стоимость определения пола одной особи около 300 гривен (примерно 8 долларов). В настоящее время ДНК-тестирование пола оправдано для дорогостоящей экзотической птицы со слабовыраженным половым диморфизмом (попугаи ара, какду, жако). Последнее время, наряду с ПЦР ДНК птицы, используют также для определения пола и Планшетный тест (Dot Blot), который также дает 100%-ю точность.

Метод ПЦР (полимеразная цепная реакция) разработан Гриффитсом с коллегами в 1998 году [184]. Метод ПЦР позволяет избирательно синтезировать (амплифицировать) *in vitro* относительно небольшие участки ДНК длиной от нескольких десятков до нескольких сотен пар нуклеотидов, реже до 1000-2000. Амплификация идет циклами, реакция проводится в программируемом приборе-амплификаторе, обычно задается 30-50 циклов, вследствие чего количество копий данного участка увеличивается до миллиарда. Гриффитсом с соавторами был найден ген - хромохеликаза ДНК (CHD), расположенный на Z- и W- хромосомах. Но длина (количество нуклеотидов) копий гена на Z- и W- хромосоме разная. Та-

ким образом, у самок копии этого гена отличаются по длине на разных половых хромосомах, а у самцов одинаковы по размерам. Поэтому, после того, как данный ген в приборе амплификатора будет размножен до досточного для анализа количества, и после проведения электрофореза в геле (ДНК - отрицательно заряжен, скорость передвижения участков ДНК в геле зависит от их размера - более короткие участки двигаются быстрее, чем более длинные), мы можем видеть в геле две полосы для самок и одну для самцов (рис. 78). У разных видов разница в длине ДНК на Z- и W-хромосомах отличается. Так, она значительна у многих видов попугаев, а у хищных видов птиц - невелика. У сов разница в длине фрагментов очень мала, поэтому следует использовать дополнительные методы, и анализ пола у сов этим методом довольно труден, но возможен. Для страусов этот метод пока не годится. Для остальных групп птиц этот метод подходит. Он не имеет ограничения в возрасте птиц, их состояния и времени года. Данный метод удобен и тем, что не требует большого количества крови - достаточно капли на фильтровальной бумажке или даже пера птицы (перо следует выдернуть), позволяет перевозить образцы на большие расстояния и хранить при необходимости материал длительное время без специальных условий; высоко надежен.

В ряде работ, которые выполнены в последние годы, даётся подробное описание методики определения пола птиц с помощью анализа их ДНК [194-199]. Ниже приводим методику ДНК сексинга, взятую нами из работы М.Н. Романова с соавторами, которая была опубликована в 2019 г. [196]. Молекулярное сексирование птиц на уровне ДНК (ее, соответственно, предварительно нужно выделить из анализируемых образцов крови птиц) основано на проведении ПЦР (полимеразная цепная реакция) с использованием праймеров, специфичных для гена CHD1Z, который расположен на Z-хромосоме. Ниже перечислены 4 варианта таких парных праймеров. Можно использовать, в принципе, любую пару праймеров, но с 1-й парой есть дополнительная процедура, когда после ПЦР нужно еще резать фрагменты ДНК (гена CHD1Z) рестриктазами и делать дополнительный электрофорез рестрикционных фрагментов. Так что, от этой пары лучше отказаться.

М.Н. Романов с соавт.[196] ПЦР проводили в объемах 10, 15 или 25 мкл, с добавлением до 50 нг геномной ДНК, от 40 до 300 нМ каждого праймера, 1X Taq-полимеразный буфер (Life Technologies, Rockville, MD, США), 1,5 mM MgCl₂, 200 мкМ dNTP и 0,5 или 1 единица Taq-полимеразы (Life Technologies, Rockville, MD, USA). Установки циклов и температур для термоциклера были следующими: горячий запуск - при 94 °C (2 мин), с последующими 40 циклами, включая денатурирование при 94 °C (30 с), отжиг праймеров при соответствующей температуре (1 мин), удлинение при 72 °C (2 мин) и окончательное удлинение при 72 °C (10 мин). Все ПЦР-реакции были оптимизированы и реплицированы для максимизации воспроизводимости. В качестве усилителей ПЦР при оптимизации и экспериментальных испытаниях в нескольких случаях использовались хлорид тетраметиламмония (ТМАС) и бычий сывороточный альбумин (BSA). Были протестированы следующие ПЦР-праймеры для определения пола домашней курицы на основе гена CHD1 : (1) P2 [5'-TCTGCATCGCTAAATCCTTT-3'] и P3 [5'-AGATATTCTGGATCTGATAGTGA-3'] при температуре отжига 54 °C с использованием разрезания фрагментов после ПЦР рестриктазами (таблица 1); (2) P8 [5'-CTCCCAAGGATGAGRAAYTG-3'] и P2 [5'-TCTGCATCGCTAAATCCTTT-3'] с использованием температуры отжига 48 °C ; (3) 1237L [5'-GAGAAACTGTGCAAAACAG-3'] и 1272H [5'-TCCAGAATATCTTCTGCTCC-3'] с использованием температуры отжига 56 °C и 1 mM ТМАС в качестве усилителя ПЦР ; и (4) 2550F [5'-GTTACTGATTCGTCTACGAGA-3'] и 2718R [5'-ATTGAAATGATCCAGTGCTTG-3'] с температурой отжига 52 °C.

Продукты ПЦР анализировали, используя электрофорез в агарозных гелях концентрацией от 1 до 5% в буфере 1X TAE или TBE, обычно при напряжении тока 5 В / см в течение 2 часов, и визуализируя с помощью бромида этидия в УФ-свете. Альтернативно, ампликоны анализировали с использованием капиллярного электрофореза в автоматическом секвенаторе ABI PRISM 310® с помощью программы Genotyper® (Applied Biosystems, Foster City, CA, USA).

Другие гены в половой хромосоме курицы можно тоже использовать для сексинга. Обнаружен еще один молекулярный маркер пола, который сцеплен с Z-хромосомой - ген UBAP2Z. Для поиска новых маркеров пола была использована последовательность кДНК индейки AD012W (регистрационный номер NCBI GenBank AY188758), которая гомологична гену убиквитин-ассоциированного белка 2 человека (UBAP2) (NM_018449), и по аналогии с генами UBAP2 домашней курицы (NM_001277104, NM_001277105), имеет копии как на Z-, так и на W- хромосоме. Используя программу PrimerSelect (компьютерный программный пакет Lasergene99, DNASTAR, Madison, WI, USA), были разработаны следующие праймеры: 166F [5'-GGTGTACCGCCCTTGTTG-3'] и 279R [5'-CATTGGCAGCCTGGATTGAA-3'] в границах предполагаемого экзона 1 и 815F [5'-CCTGATATCAGTGGCTCTGTCTA-3'] и 906R [5'-GAGGGCATGCTGAAAGGAGGTG-3'] в предполагаемом экзоне 3.

Стоимость определения пола декоративных и диких птиц можно посмотреть на сайте одной ветеринарной клиники в штате Огайо (США):

<https://vetdnacenter.com/dna-tests/avian-dna-testing/>

Расценки:

Стоимость тестирования по образцам крови

- 1-4 образца = 19 долларов за образец
- более 5 образцов = 17 долларов за образец.

Стоимость тестирования по образцам пера

- 1-4 образца = \$ 23 за образец
- более 5 образцов = \$ 21 за образец.

Праймеры (или олигонуклеотиды) для ПЦР самому изготовить невозможно. Это делается на специальном оборудовании. Пара праймеров стоит, например, в Москве около 1000 рублей. Их заказывают на молекулярно-биологических фирмах, например, в Москве это можно сделать через Евроген (<http://evrogen.ru/products/PCR-kits/PCR-kits.shtml>), Синтол <https://www.syntol.ru/catalog/oligonukleotidy/dnk-i-rnk-oligonukleotidy.html>).

Праймеры не одноразовые, их хватает на множество реакций. Допустим, есть 100 мкл каждого праймера, а в одну ПЦР добавляется 1 мкл каждого праймера. Значит, можно сделать примерно 100 реакций. Можно уменьшить объем реакций в 2 раза, соответственно, расход всех реактивов и праймеров уменьшится в 2 раза. Значит, на одну ПЦР пойдет 0,5 мкл каждого праймера, и поэтому можно провести 200 реакций.

В заключение, приведём информацию о современной лаборатории для изучения молекулярной генетики птиц, которую мне любезно предоставил М.Н. Романов, работающий сейчас в Англии в лаборатории Даррена Гриффина.

ИНФОРМАЦИЯ

о современной лаборатории для изучения молекулярной генетики птиц

Для оснащения лаборатории приобретают следующее основное оборудование:

Секвенатор Ion Gene Studio S5 system высокопроизводительный, Thermo Fisher Scientific (США) в комплекте с миницентрифугой, тренингом и системой пробоподготовки Ion OneTouch 2, а также материалы для секвенатора Ion GeneStudio S5;

Анализатор автоматический для проведения ПЦР-анализа в режиме реального времени LightCycler 96 Instrument с принадлежностями, управляющим компьютером в ассортименте, а также материалы для работы на анализаторе LightCycler 96 Instrument; Стерилизатор (автоклав) паровой Tuttnauer 2540 EL для утилизации биологически опасных отходов и стерилизации (Португалия);

Мини-гомогенизатор Minilys;

ULUF 125 ультранизкотемпературный морозильник 94л, -40/-86, Arctiko;

Центрифуга лабораторная Eppendorf 5424R с охлаждением;

Бокс для стерильных работ модель UVT-S (-AR);

Установка для очистки воды Adrona Crystal B30 Bio;

Флуориметр Qubit® 3.0;

Весы аналитические, серии Pioneer PA214C;

Устройство для электрофореза нуклеиновых кислот;

Трансillюминатор ECX-F15,C, 15x15 см, длина волны 254 нм;

Бокс абактериальный воздушной среды для работы с посевами бактериологических культур, не представляющих угрозы для здоровья оператора БАВнп-01-"Ламинар-С." по ТУ 9443-002-51495026-2004 в исполнении: БАВнп-01-"Ламинар-С."-1,5;

Бокс абактериальной воздушной среды для работы с ДНК-пробами при проведении ПЦР-диагностики БАВ-ПЦР-"Ламинар-С." по ТУ 9443-004-51495026-2004;

Микроцентрифуга-вортекс "Микроспин" FV-2400, 2800 об/мин, роторы R-1,5, R-0.5/0.2 – 2 шт.;

Камера для горизонтального электрофореза Mini-Sub Cell GT, 7 x 10 см, без аксессуаров для заливки с заслонки для заливки геля Mini-Sub Cell GT;

Весы портативные серии Scout SPX123, 120 г/0,001г, внешняя калибровка, калибровочная гиря в комплекте;

Автоматические пипеточные дозаторы переменного объема Research Plus объем 20–200 мкл – 1 шт., 2–20 мкл – 1 шт., 0.5–10 мкл – 2 шт.) (Eppendorf, Германия);

Лабораторная мебель.

Наиболее важным и уникальным из перечисленного оборудования являются:

Система Ion GeneStudio S5 – представляет собой систему секвенирования следующего поколения на основе полупроводникового метода, которая позволяет использовать простые протоколы целевого секвенирования. Система Ion GeneStudio S5 позволяет проводить клональную амплификацию, а также последующее обогащение микросфер для проведения секвенирования нового поколения (NGS) и использует чипы серии Ion 5, что дает широкий спектр возможностей высокопроизводительного секвенирования, в том числе для научных клинических исследований, изучения геномов микроорганизмов, экзомных и транскриптомных исследований. Технология Ion AmpliSeq, вместе с системой Ion GeneStudio S5 позволяет использовать всего 1 нг ДНК или РНК для анализа. Прибор позволяет секвениро-

вать как определенные выделенные гены, так и производить полногеномное секвенирование.

Анализатор LightCycler 96 Instrument для ПЦР-анализа олигонуклеотидов в реальном времени (ПЦР-РВ). Инновационная оптическая система, а также конструкция термоблока LightCycler 96 Instrument, обеспечивает точность проведения эксперимента, температурную гомогенность и воспроизводимость результатов (коэффициент вариации $< 0,3$).

Стерилизатор (автоклав) необходим для утилизации использованного агарозного геля, остатков биологических проб и выделенных нуклеиновых кислот. При закупке пластиковых материалов, стерилизация их на месте позволяет сэкономить на стоимости закупаемых товаров.

Помещения лаборатории укомплектованы мебелью и оргтехникой: МФУ лазерный KYOCERA Color M5521 cdn, A4, цветной, лазерный для вывода текстовой информации на бумагу, 2 шт. (Нидерланды); Холодильник HAIER A2F635WMV для хранения биологических образцов и реагентов, 2 шт. (Россия); Принтер лазерный CANON i-Senses Colour LBP653 Cdw лазерный (Вьетнам); Компьютер (в сборе) ASER Vertion ES2710G, Intel Core i3, DDR4 8Гб 1000Гб, Intel HD Graphics630, Windows 10, и др.

В лаборатории также имеется оборудование для проведения иммуноферментного анализа (ИФА) – Thermo Fisher Multiskan FC. Комплект оборудования для ИФА предназначен для определения наличия антигенов возбудителей различных инфекций и определения наличия антител к антигенам. В состав приобретенного комплекта входит анализатор иммуноферментный микропланшетный Tecan Infinite F50 (Австрия), планшет-отмыватель для ИФА WellWash, шейкер-термостат для планшетов (амплитуда 2 мм, 250—1200 об/мин) и ноутбук Lenovo с установленным программным обеспечением для работы на ИФА анализаторе. В ходе исследований иммунитета на этом оборудовании оценивается специфический иммунитет к наиболее распространенным вирусным заболеваниям сельскохозяйственной птицы — инфекционному бронхиту кур, болезни Ньюкасла, болезни Гамборо и др., что позволяет оценивать гены, вызывающие дополнительную устойчивость к этим заболеваниям.

Для проведения опытов на птице организован виварий, для которого закуплено, установлено и введено в эксплуатацию трехъярусное оборудование для птицы с индивидуальным клеточным содержанием. Помещение вивария состоит из трех боксов, оборудованных клетками. В каждой клетке имеется ниппельная поилка, кормушка для ручной раздачи корма и поддоном для сбора помета. Блок клеточный на 3 места, 45 шт.

Всего расходы на приобретение оборудования для научных исследований составляет 19 миллионов 290 тыс. рублей или 7 миллионов 400 тыс. гривен.

РАСШИФРОВКА
расходов на приобретение отдельных позиций оборудования для научных исследований

№ п/п	Наименование оборудования	Целевое назначение приобретенного оборудования	Кол-во	Цена (тыс.руб.)	Стоимость (тыс.руб.)
1.	А 38406 Секвенатор Ion GeneStudio S5 system высокопроизводительный, два года гарантии, Thermo Fisher Scientific в комплекте с Системой пробоподготовки, миницентрифугой, тренингом	Система Ion GeneStudio S5 дает широкий спектр возможностей высокопроизводительного секвенирования, в том числе для научных клинических исследований, изучения геномов микроорганизмов, экзомных и транскриптомных исследований.	1	7034	7034
2.	Стерилизатор (автоклав) паровой Tuttnauer 2540 EL	Для утилизации биологически опасных отходов и стерилизации посуды	1	492	492
3.	Холодильник HAIER A2F635WMV	Хранение биологических образцов и реагентов	2	60	120
4.	Клеточный блок из 3-х секций	Индивидуальное содержание опытной птицы в виварии.	45	7,6	341,9
5.	Комплект оборудования для ИФА, в том числе: -Анализатор иммуноферментный микропланшетный автоматический Infinite F50 с принадлежностями; - WELLWASH планшетотмыватель для иммуноферментного анализа; - Ноутбук Lenovo с программным обеспечением для ИФА; - Шейкер-термостат для планшетов, амплитуда 2 мм, 250-1200 об/мин, 2 места, от +25 до +60°C, PST-60HL, Biosan	Для определения наличия антигенов возбудителей различных инфекций и определение наличия антител к антигенам	1	1024	1024

Глава 6. Практическая подготовка операторов-сортировщиков суточного молодняка птицы по полу

6.1. Программа и примерный учебный план базовых недельных курсов

Система обучения сортировщиков молодняка домашней птицы включает в себя два этапа - недельные базовые курсы и полугодовая самостоятельная стажировка в условиях производства. Для профессиональной работы в качестве сортировщиков отбираются, как правило, молодые люди в возрасте 18-35 лет, обладающие усидчивостью, хорошим зрением, ловкостью рук и способные длительное время концентрировать внимание на процессе определения пола молодняка. Этими качествами в полной мере обладают сексаторы-профессионалы из стран Юго-Восточной Азии.

Программа начального обучения операторов-сортировщиков молодняка по полу рассчитана на 50 часов. На недельных курсах учащиеся изучают теоретические основы и отрабатывают практические приемы определения пола всех видов домашних птиц с помощью трех методов - вентсексинга, федерсексинга и колорсексинга. Они также знакомятся с анатомией органов размножения у птиц и организацией рабочего места оператора в инкубатории. Большая часть времени на курсах уделяется освоению и отработке практических навыков определения пола суточных цыплят, индюшат, утят и гусят японским методом. Кроме того, курсанты в совершенстве овладевают анатомическим методом определения пола молодняка, который используется ими для оперативного самоконтроля точности сексирования птенцов японским и другими методами. Они также осваивают практические приёмы определения пола подрощенного молодняка сельскохозяйственной птицы по вторичным половым признакам.

По окончании курсов учащиеся сдают экзамен, на котором они должны ответить на ряд теоретических вопросов и продемонстрировать хорошие навыки сексирования молодняка домашней птицы. Слушатели курсов получают документ о начальной квалификации сортировщика птицы по полу, если они сортируют 100 голов молодняка с точностью не ниже 90 % без учета затраченного времени.

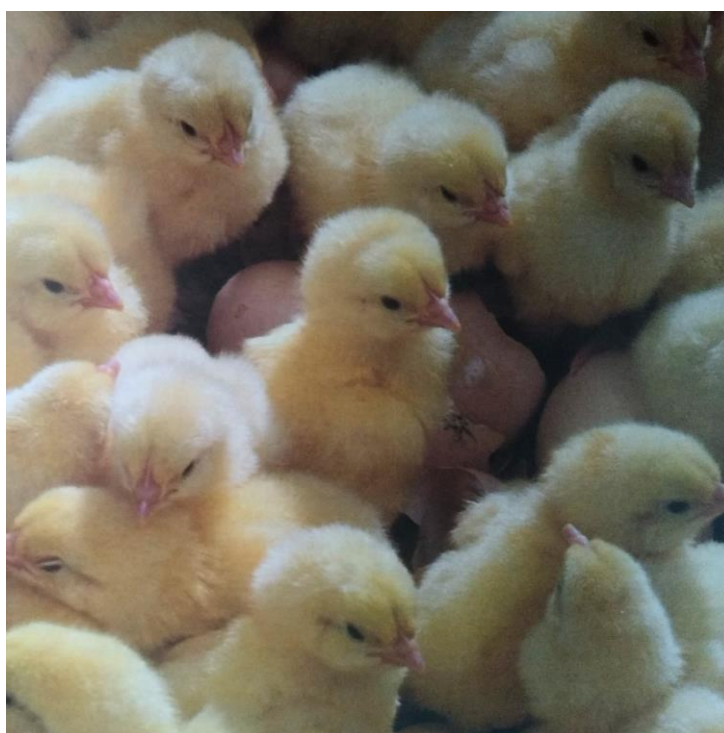
После успешной сдачи экзамена будущие сортировщики-профессионалы проходят шестимесячную стажировку в условиях производства, в течение которой они должны определить пол не менее чем у 200-300 тыс. гол. суточного молодняка. Желательно, чтобы стажировка проходила под контролем опытного наставника и сопровождалась периодическими проверками точности и скорости сексирования молодняка. Результаты этих проверок, а также общий объем рассортированного по полу молодняка, должны фиксироваться в личной карточке стажера.

К самостоятельной работе сортировщики допускаются после вторичной аттестации, во время которой они должны продемонстрировать высокую скорость (не менее 600-700 гол./час) и точность (не менее 95-97 %) сексирования молодняка, а также умение не травмировать птенцов в процессе вентсексинга. Отход молодняка после сортировки не должен превышать 0,5%. Для мясных видов птиц травмирование птенцов оператором допускается не выше 0,1%.

В таблице 11 приведен учебный план недельных курсов подготовки сортировщиков суточного молодняка по полу.

Таблица 11. Учебный план подготовки сортировщиков
суточного молодняка птицы по полу

№	Название тем	Всего часов	Теоретических	Практических
1	Современные технологии сексирования и выращивания молодняка сельскохозяйственной птицы	2	2	-
2	Анатомический метод определения пола суточного молодняка	2	1	1
3	Сексирования цыплят японским методом, отработка техники вентсексинга	28	2	26
4	Особенности вентсексинга суточных индюшат, гусят, утят, фазанят и перепелят	6	1	5
5	Организация рабочего места оператора, условия и оплата труда	2	1	1
6	Определение пола цыплят по типам оперяемости крыла (федерсексинг)	2	1	1
7	Определение пола молодняка с/х птицы по окраске пуха (колорсексинг)	4	2	2
8	Определение пола подброшенного молодняка по вторичным половым признакам (морфосексинг)	2	1	1
9	Выпускной экзамен	2	1	1
Итого:		50	12	38



Суточные цыплята-бройлеры

6.2. Вопросы для самоконтроля

1. С какой целью определяют пол у суточного молодняка сельскохозяйственной птицы?
2. Какие вы знаете методы сексирования однодневных птенцов?
3. Дайте определение понятию "аутосексная птица".
4. Какие методы сексирования молодняка не предполагают использование технических средств?
5. Какие методы сексирования птенцов, наоборот, предполагают использование технических средств?
6. Опишите недостатки японского метода.
7. Охарактеризуйте производительность труда и точность сексирования молодняка при помощи вентсексинга, колор- и федерсексинга.
8. На чем основан анатомический метод контроля точности определения пола молодняка современными методами?
9. Какими методами можно определить пол эмбрионов в инкубируемых яйцах?
10. Какие вы знаете вариации полового бугорка у суточных петушков?
11. В чем заключаются особенности вентсексинга суточного молодняка водоплавающих видов птицы?
12. В каком возрасте можно определять пол федерсексных цыплят?
13. В каком возрасте можно определять пол колорсексных цыплят?
14. По каким внешним признакам можно отличить петушков от курочек в 5-недельном возрасте?
15. По каким вторичным половым признакам можно сексировать двухмесячных индюшат, утят и гусят?
16. Что означают термины "позднее сексирование", "раннее сексирование" и "сверхраннее сексирование" молодняка птицы?
17. Опишите последовательность операций при сексировании молодых и взрослых гусей японским методом (по наличию репродуктивного органа в клоаке) ?
18. Что означает термин "аутосексный молодняк" ?
19. Какие Вы знаете аутосексные кроссы кур?
20. Какие Вы знаете колорсексные комбинации (скрещивания) мясных видов птиц?
21. Перечислите известные вам способы определения пола суточного молодняка птиц.
22. Как изменяется общая оперенность рано- и позднооперяющихся цыплят в первый месяц жизни?
23. На чем основан морфосексинг молодняка птиц?
24. На чем основан овосексинг эмбрионов птиц?
25. Назовите основные этапы методики ДНК-сексинга птиц.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

В XX веке получила бурное развитие одна из ведущих отраслей животноводства – промышленное птицеводство. Основная черта этой отрасли – специализация птицеводческих предприятий и концентрация в одном месте не только особей одного вида или породы птицы, но и одного пола. В связи с этим птицеводы-практики поставили перед учеными конкретную задачу: разработать простые и надежные методы определения пола суточного молодняка.

Для решения этой важной практической задачи в XX веке учеными было разработано более десятка экспресс-методов сексинга птенцов, однако в практическом птицеводстве широкое распространение получили только три из них: вентсексинг, федерсексинг и колорсексинг.

Между собой эти три метода существенно различаются по многим характеристикам (параметрам). Вентсексинг, например, более универсален, но менее технологичен. В процессе его реализации возможно травмирование и перезаражение молодняка. Напротив, колорсексинг безвреден для птенцов, высокотехнологичен и не требует длительного обучения операторов. При его использовании выборка молодняка из инкубатора, сортировка его по полу и выбраковка слабых особей сводятся к одному действию оператора. При этом на одного птенца он затрачивает не более 0,5 секунды.

Федерсексинг на данном этапе своего развития используется только в куроводстве, и по многим техническим характеристикам (точность и скорость сексирования цыплят), а также по простоте освоения приближается к колорсексингу.

Безусловно, описанные в этой брошюре методы определения пола суточного молодняка птиц будут совершенствоваться и дальше. Прежде всего это относится к конструкции столов и другого вспомогательного оборудования, которое используется при сексировании птенцов. Уже сейчас американские фирмы "Эмбрекс" и "Систенг" предлагают потребителям производственные линии, позволяющие полностью автоматизировать такие технологические операции как выборка молодняка из инкубатора, подача его к сексаторам, подсчет самцов, самок и некондиционных особей, вакцинация молодняка, размещение самцов и самок в отдельную тару.

В настоящее время на базе цифровых компьютерных технологий создано экспериментальное оборудование, позволяющее распознавать образы курочек и петушков не только при колорсексинге и федерсексинге [72], но даже и вентсексинге [175]. Пока эти установки дороги, однако они будут совершенствоваться и удешевляться. Все это с неизбежностью приведет к тому, что современные методы сексирования суточного молодняка будут повсеместно автоматизированы. Весь процесс определения пола цыплят, индюшат, утят и гусят будет проходить без непосредственного участия человека, что, в свою очередь, повысит его эффективность и исключит субъективный фактор в определении пола молодняка.

К сожалению, в настоящее время нет практических решений, позволяющих обойтись без утилизации суточных петушков финальных гибридов яичных кур. Ежегодно в мире убивается около 4-х миллиардов суточных петушков [149], поскольку их откорм на мясо экономически не выгоден. В этой связи птицеводы большие надежды возлагают на разработку методов определения пола ранних эмбрионов птиц непосредственно в яйце.

Благодаря развитию современных исследовательских технологий резко увеличилась возможность изучения незначительных половых различий эмбрионов птиц начиная с первых суток их развития. Это, в свою очередь, позволило уловить малозаметный половой

диморфизм эмбрионов по ряду признаков, который стимулировал возникновение новых идей и методических подходов к сверххранению сексированию сельскохозяйственной птицы. В связи с этим можно прогнозировать, что, наряду с улучшением традиционных методов определения пола суточного молодняка, будут интенсивно совершенствоваться способы и аппаратура для сексирования эмбрионов птиц (сексирование *in ovo*). Эти методы будут прежде всего базироваться на идентификации генетических маркеров пола птиц – морфологических (окраска глаз 7-дневных эмбрионов), цитогенетических (хромосомные ZZ- и ZW-комплексы) и молекулярных (ДНК маркеры W-хромосомы). Большие надежды также возлагаются на разработку способов сексирования эмбрионов птиц на основе сканирования половых желез методом ядерного магнитного резонанса и выявления полоспецифических химических веществ в аллантоисной и амниотической жидкостях зародыша.

Переходом на новый уровень знаний о генетике сельскохозяйственной птицы станет разработка методов направленного получения из инкубационных яиц особей желаемого пола. К настоящему времени проблема искусственной регуляции пола была решена только у тутового шелкопряда, у которого при помощи партеногенетического развития и сцепленных с полом летальных генов получают по желанию только самцов или самок.

Поскольку у птиц, как и у тутового шелкопряда, женский пол гетерогаметный (ZW), методические подходы, применяемые для регуляции пола у шелковичного червя, могут оказаться перспективными и для сельскохозяйственной птицы. Если искусственная регуляция пола у птиц станет реальностью, то тогда отпадет необходимость определять пол как у суточного молодняка, так и у эмбрионов. Из заложенных в инкубатор яиц будут выводиться по желанию потребителя только особи нужного пола: для промышленных птицефабрик – курочки (будущие несушки), а для откорма на мясо – быстрорастущие самцы-бройлеры, индюки, мускусные селезни.

Таким образом, в прошлом веке были разработаны и широко внедрены в племенное и промышленное птицеводство три эффективных метода определения пола суточного молодняка – вентсексинг, колорсексинг и федерсексинг. В начале XXI века современная биологическая наука подошла к рубежу, за которым станет возможна надежная автоматизация диагностики пола не только у суточного молодняка, но и у ранних эмбрионов домашних птиц. Можно также надеяться, что в обозримом будущем будут найдены подходы к искусственной регуляции пола у птиц, что сулит промышленному птицеводству еще больший экономический эффект.

Приложение

В приложениях представлены оригинальные фотографии автора и фото с Интернета, которые позволяют визуализировать различные аспекты применения колорсексинга, морфосексинга, и других методов определения пола птиц на разных стадиях онтогенеза.



Рис. 180. Этологический метод. Петушки с любопытством рассматривают незнакомый предмет (балончик, указка), а курочки отворачиваются от него и уходят в глубь клетки.

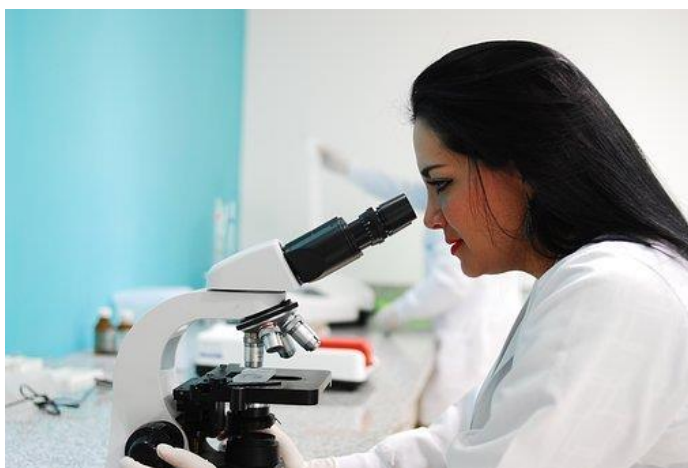
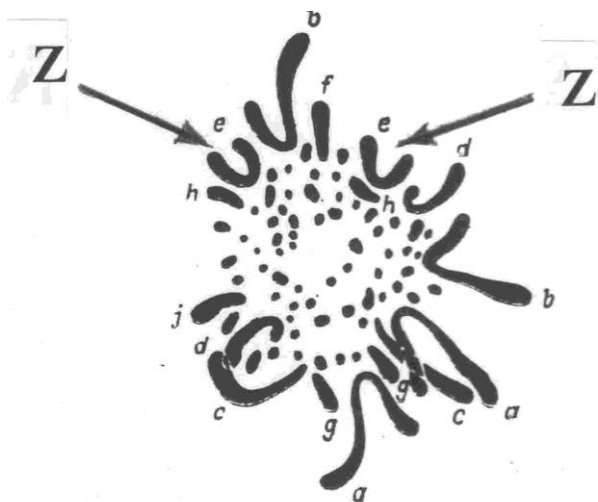


Рис. 181. Цитогенетический метод определения пола птицы

МАГЕЛАНЫ – КОЛОРСЕКСНЫЙ ВИД ДИКИХ ГУСЕЙ

Взрослые самцы покрыты серебристо-светлым, а самки - темно-коричневым оперением. Окраска кожи лап у половозрелых гусаков черная, а у гусынь – жёлтая (рис. 182, 183). Проведенный нами осмотр пуховиков магелланова гуся в Харьковском и Московском зоопарках выявил половые различия в окраске их нижних конечностей: у самцов лапки черные, а у самок - темно-серые. Кроме того, окраска пуха на спине и голове суточных самцов значительно светлее, чем у самок.



Рис. 182. Магелановы гуси – взрослые особи и суточные птенцы (самец слева)



Рис. 183. Магелановы гуси



Рис. 184. Пилигримские гуси

Пилигримские гуси – редкая порода гусей, происхождение которых неизвестно. По цвету пуха молодняка и оперения взрослых особей самцов легко отличить от самок. Взрослые гусаки белые, а гусыни – серые. Кроме того, у самцов глаза голубые, а у самок – карие. Половозрелые особи весят 5 – 6 кг.

ОКРАСКЕ ОПЕРЕНИЯ ВИДЫ МОНОМОРФНЫЕ ПО ДИКИХ ГУСЕЙ

У подавляющего большинства видов диких гусей самец вместе с самкой заботится о потомстве, поэтому расцветка оперения у гусаков и гусынь одинаковая – маскировочная. Исключение составляют несколько видов гусей, в том числе и магелановы гуси.



Рис. 185. Канадская казарка



Рис. 186. Гусь сухонос



Рис. 187. Горный гусь



Рис. 188. Самка горного гуся с птенцом



Рис. 189. Белый (полярный) гусь



МОНОМОРФНЫЕ ПО ОКРАСКЕ ОПЕРЕНИЯ ПОРОДЫ ДОМАШНИХ ГУСЕЙ



Рис. 190. Тулузские гуси

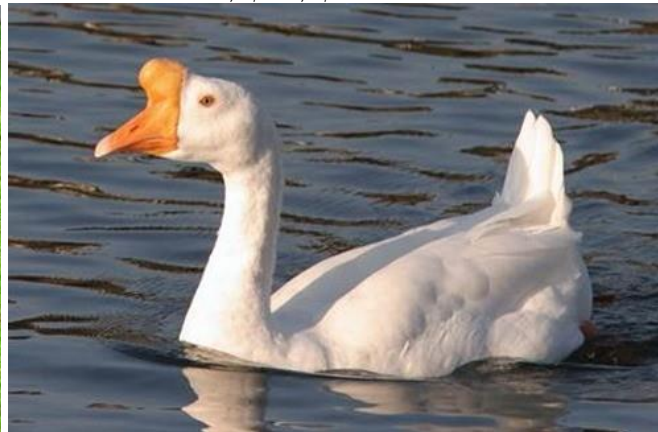


Рис. 191. Китайские гуси



Рис. 192. Севастопольские гуси

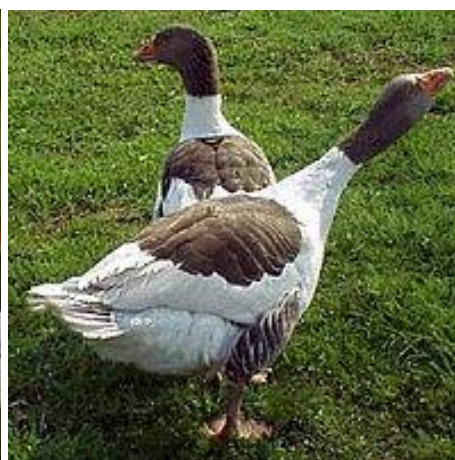


Рис. 193. Датские пятнистые



Рис. 194. Самка белых колорсексных гусей

КОЛОРСЕКСНЫЕ ВИДЫ ДИКИХ УТОК



Рис. 195. Утки мандаринки



Рис. 196. Утки каролинки



Рис. 197. Утка кряква



Рис. 198. Самка с утятами



Рис. 199. Аутосексные муларды (CH15)



Рис. 200. Уатосексные утята

ФАЗАНЫ



Рис. 201. Охотничий фазан

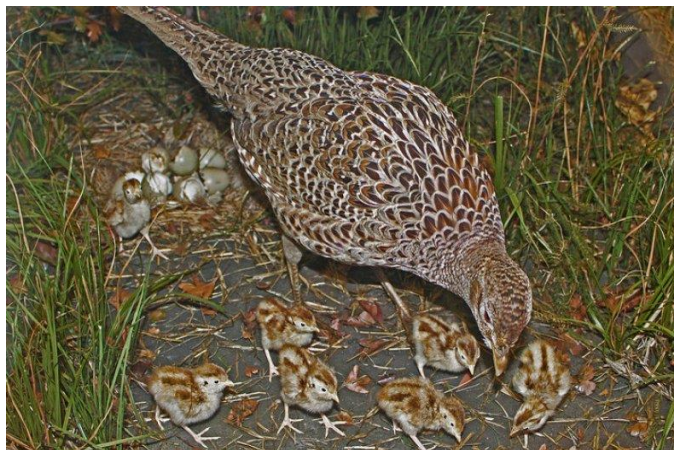


Рис. 202. Самка с птенцами



Рис. 203. Золотой фазан

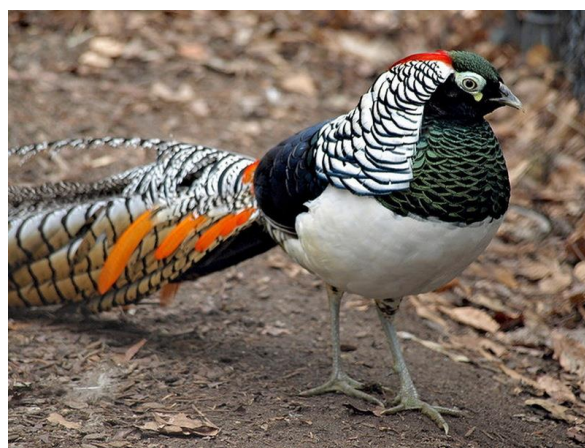


Рис. 204. Алмазный фазан



Рис. 205. Серебряный фазан

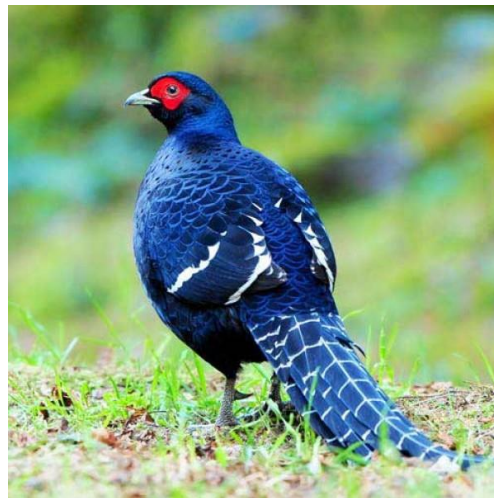


Рис. 206. Фазан Микадо

ВИДЫ ДИКИХ КУР РОДА GALLUS



Рис. 207. Красная курица джунглей



Рис. 208. Цейлонская курица джунглей



Рис. 209. Яванская курица джунглей



Рис. 210. Серая курица джунглей



Рис. 211. Гибридные куры
(дикие x домашние)

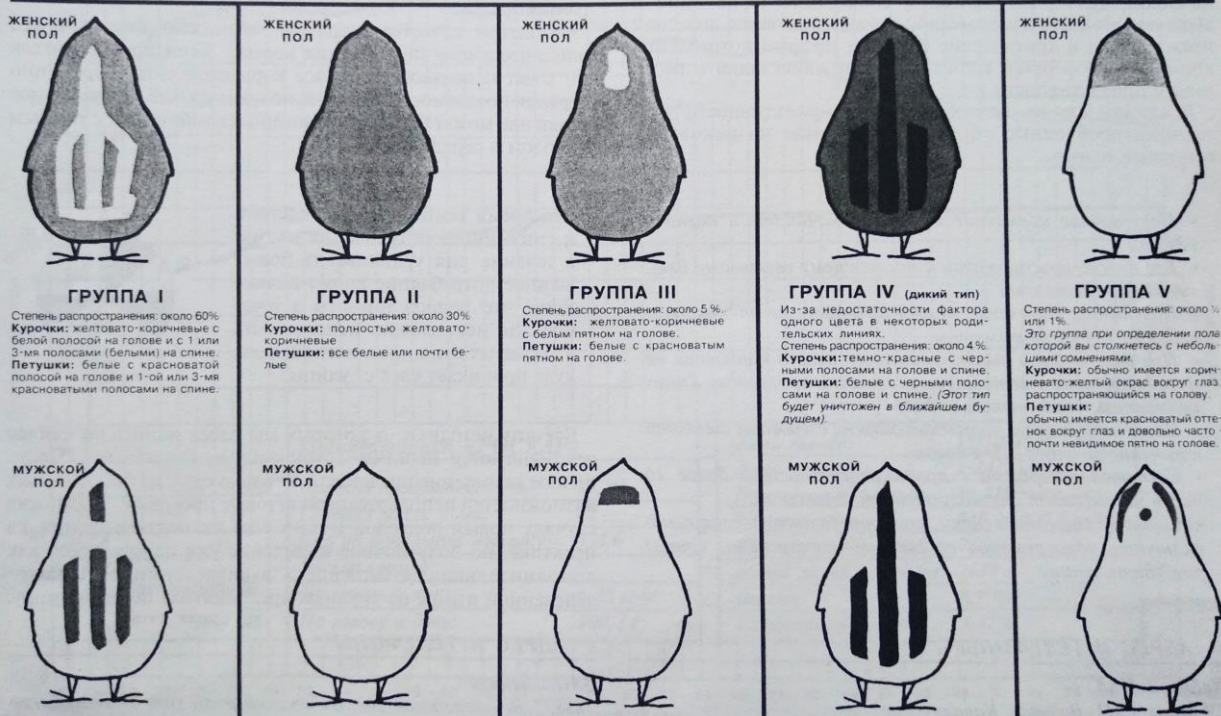


Рис. 212. Аутосексная порода
кур легбар

ОПРЕДЕЛЕНИЕ ПО ПОЛУ ИСА КОРИЧНЕВАЯ И ШАВЕР 579

Пол этих пород может быть установлен визуально по цвету и цветовому окрасу. Легко достигается 99 % точность определения пола, а после получения некоторого практического навыка нетрудно достичь 100%

точности определения пола. Для более легкого определения пола различные типы окраса разделены на несколько групп.



ОПРЕДЕЛЕНИЕ ПОЛА ИСА БЕЛАЯ

РУКОВОДСТВО ПО ОПРЕДЕЛЕНИЮ ПОЛА КОММЕРЧЕСКИХ ЦЫПЛЯТ ИСА БЕЛАЯ ПО ПЕРЬЯМ

МЕТОД

При хорошем освещении держите ИСА белую ногами вниз, а клюв по направлению к оператору. Крыло должно быть развернуто веером между большим пальцем и указательным пальцем руки.

При рассматривании поверхности крыла будут видны два ряда перекрывающихся перьев. Один ряд перьев растет от нижнего края крыла, а другой от верхней поверхности крыла. Пол цыпленка определяется путем сравнения относительной длины этих двух рядов перьев, как показано на следующих рисунках:

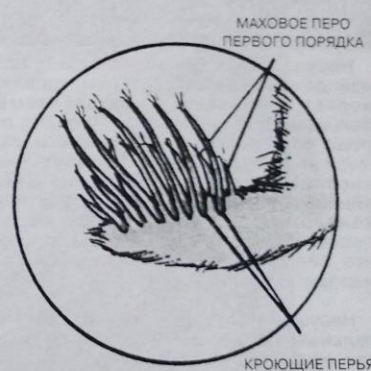
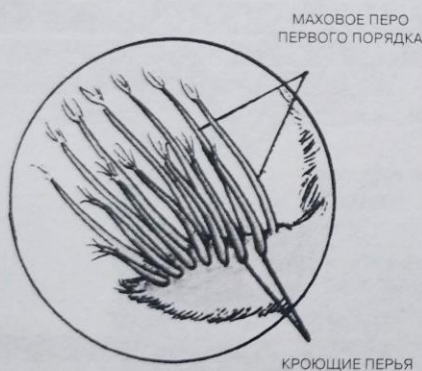
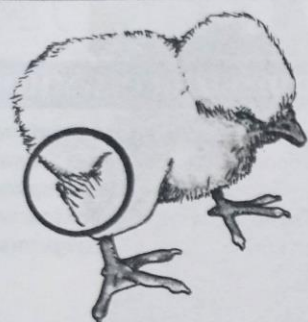


рис. А. ЦЫПЛЕНОК – МОЛОДКА

цыпленка – молодки нижний ряд перьев (маховые перья первого порядка) всегда длиннее, чем перья верхнего ряда (кроющие перья).

рис. В. ЦЫПЛЕНОК – ПЕТУШОК (тип 1)

На этом рисунке оба ряда перьев (маховые перья первого порядка и кроющие перья) одинаковой длины.

рис. С. ЦЫПЛЕНОК – ПЕТУШОК (тип 2)

На этом рисунке перья нижнего ряда (маховые перья первого порядка) короче, чем перья верхнего ряда (кроющие перья).

Пропонує:

М'ясо-яєчні кури Геркулес



Сріблястий



Зозулястий



Білий



Золотистий



Рябий



Блакитний



Жива маса півнів 4,5 - 4,8 кг
курей 3,0 - 3,5 кг
Збереженість 97 - 98 %

Несучість 230-240 яєць
Маса яєць 62-64 г
Колір шкаралупи світло-коричневий

Птиця має високу життєздатність, гарну яєчну та м'ясну продуктивність при утриманні в широкому температурному діапазоні від -5 °C до +30 °C

Рис. 213. М'ясо-яєчні кури (Геркулес). Скрещивання кольорових різновидностей цієї популяції дозволяє отримувати чистопалі (аутосексних) цыплят

Пропонує:

Крос індиків «Харківський»

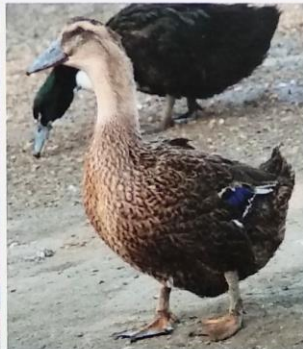


Несучість за 20 тижнів — 93 шт Збереженість — 96,4 %

Жива маса у 20 тижнів: самці — 12,8 кг, самки — 8,1 кг

Вивід молодняку — 83,2 %

Українські качки



Білі

Глинясті

Сірі

Чорні білогруді

Качки добре пристосовані до утримання на водоймищах, мають знижений вміст жиру у тушці (18-22%)

**Несучість за 20 тижнів 96-100 шт
Жива маса каченят у 7-тижневому віці 2,6 — 3,2 кг**

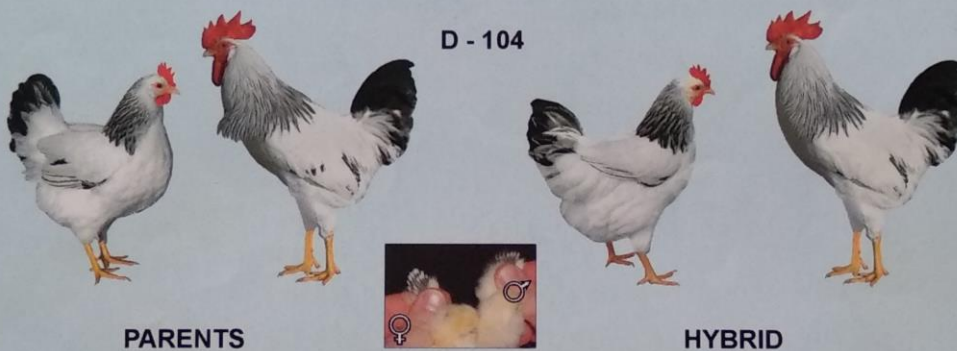
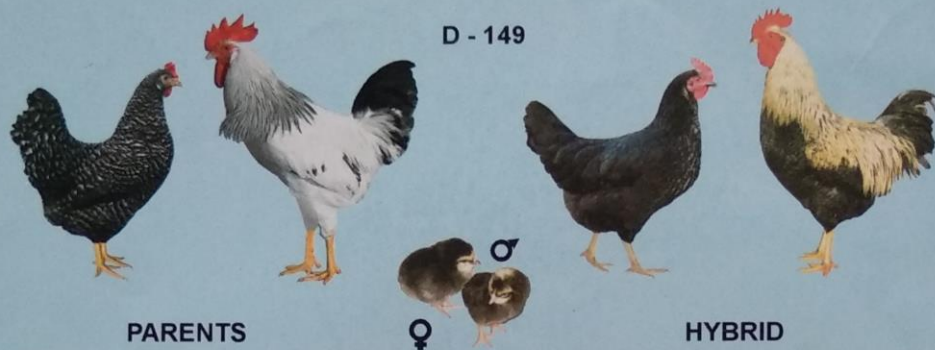


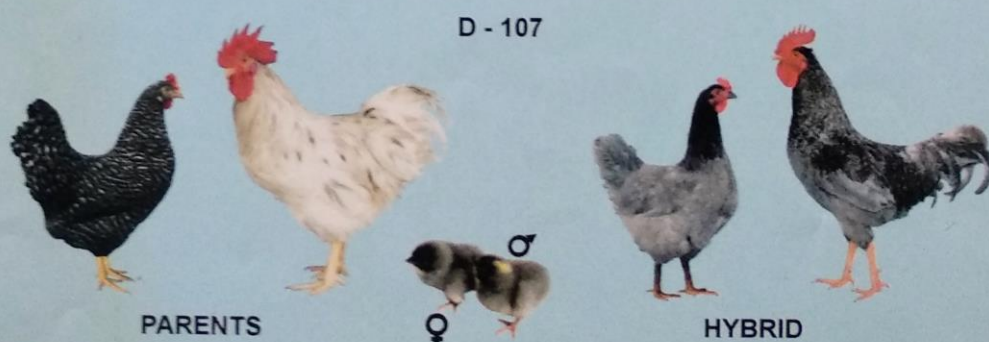
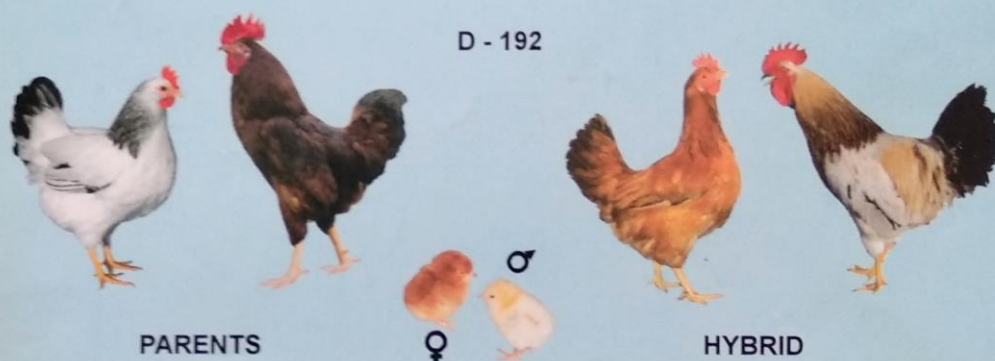
Рис. 214. Селекційні досягнення ИП НААН України. Скрещивання кольорових різновидностей уток дозволяє отримувати мечених за статтю (аутосексних) утят.



6 942 175

LAYER PROGRAMMES





СЕРАЯ КУРОПАТКА



Рис. 215. Серая куропатка (самец справа).



Рис. 216. Птенец серой куропатки (ранний тип оперяемости молодняка)

МОРФОСЕКСИНГ МОЛОДНЯКА ДОМАШНИХ ПТИЦ

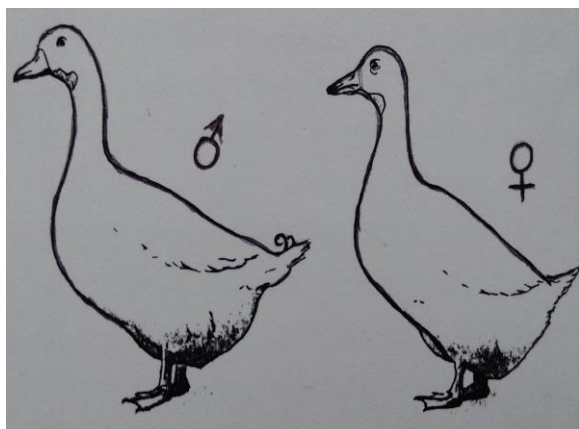


Рис. 217. Молодые утки

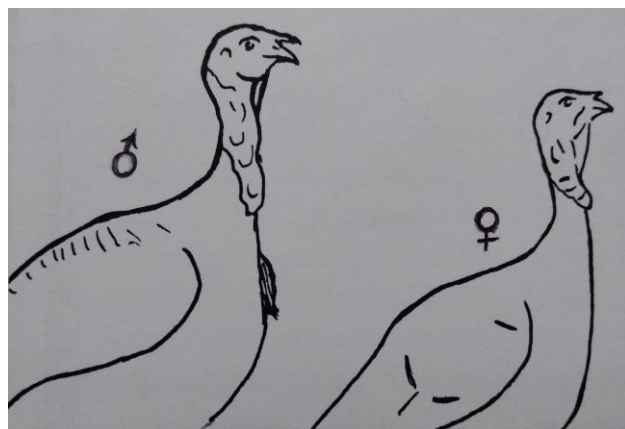


Рис. 218. Молодые индейки



Рис. 219. Молодые страусы

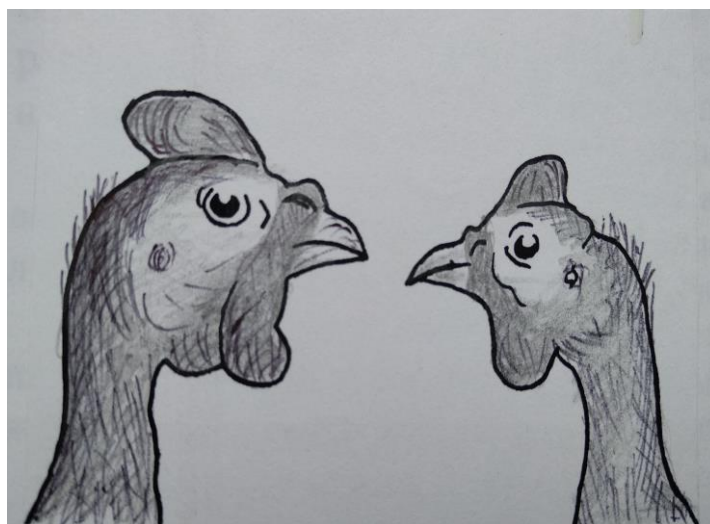


Рис. 220. Молодые цысарки

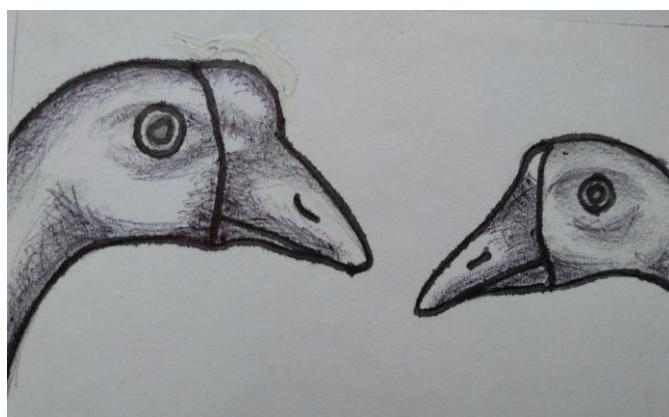


Рис. 221. Молодые гуси

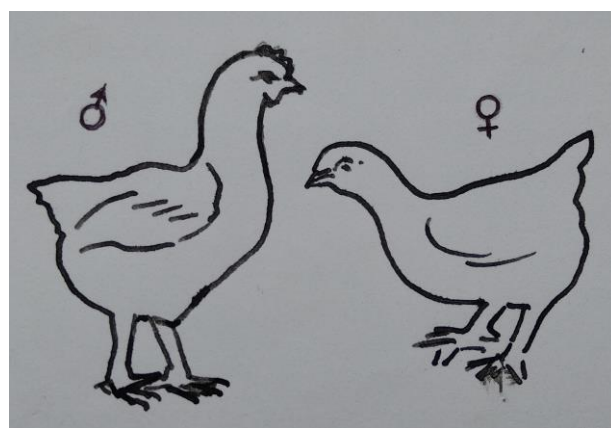


Рис. 222. Молодые цыплята

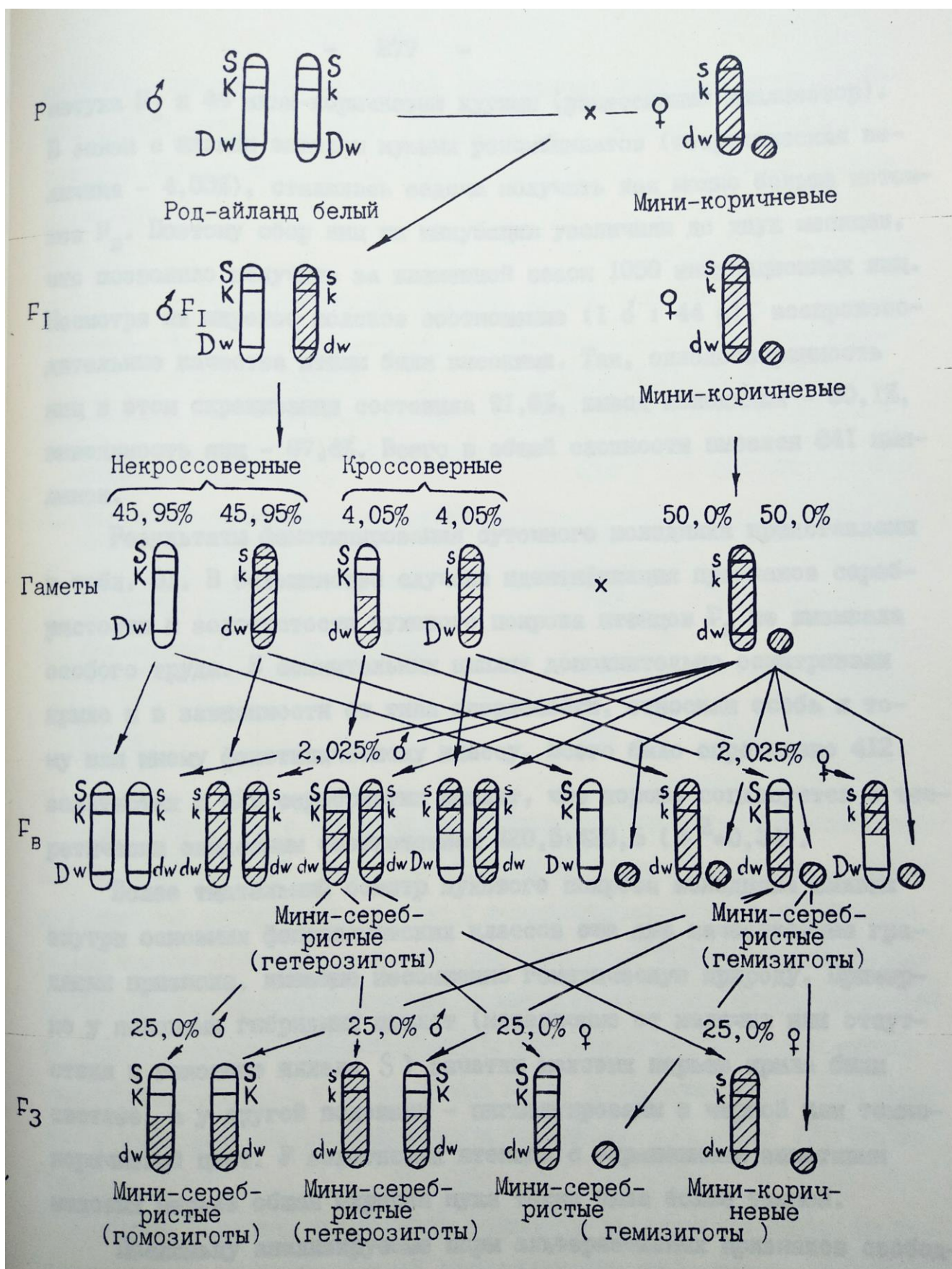


Рис. 223. Принципиальная схема получения кроссоверных генотипов кур с комбинацией аллелей серебристости и карликовости

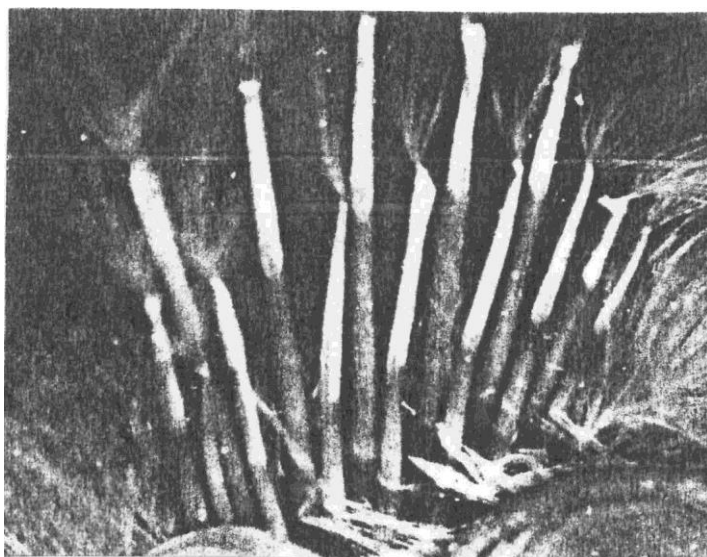


Рис. 225. Ранний тип оперяемости суточного молодняка (слева – крыло цыплёнка, справа – крыло индюшонка)

Литература

1. Зелятров А. В. Прогнозы развития производства бройлеров к 2000 году зарубежом // Птицеводство. - 1981. - № 9. - С. 39-40.
2. Старчиков Н., Догадаев А. Влияние раздельного выращивания курочек и петушков на их рост, развитие и продуктивные качества // Передовой науч.-произв. опыт в птицеводстве: Экспресс-информация. - 1983. - № 4. - С. 14-16.
3. Marks H.L. Sexual dimorphism in early feed and water intake of broilers // Poultry Sc.- 1985.- Vol. 64. - № 3.- P. 425-428.
4. Marks H.L. The role of water intake on sexual dimorphism for early growth of broilers // Poultry Sc.- 1986.- Vol. 65. – № 3.- P. 433-435.
5. Marks H.L. Sexual dimorphism in broilers following periods of equal water and feed intake // Poultry Sc. - 1987. - Vol. 66. - № 3. - P. 481-389.
6. Дуюнов Э.А., Гадючко О.Т., Рябоконь Ю.А., Зардаш Джамиль Мери. Половой диморфизм и его связь с хозяйственно-полезными признаками индеек // Научно-технический бюллетень / УНИИП. Харьков, 1988. - № 25. - С. 10-14.
7. Ковацкий М., Лысенко Ф. Технология выращивания и содержания мускусных уток. - М.: Агропромиздат, 1986. - 6 с.
8. Рябоконь М.Г. Роздільностатеве вирощування аутосексних гусенят на м'ясо // Птахівництво. - 1983. - Вип. 36. - С. 56-57.
9. Jones E. Sexed benefits could be worth 55 million a year // Poultry World. - 1990. - Vol. 177. - № 5. - P. 20-21.
10. Seemann J. The influence of age, sex and cutting of broilers // Quality of Poultry Meet. - 1981. - P. 28-30.
11. Андреев Н.Ф. Половой диморфизм индеек и его селекционное значение // Птицеводство: Респ. межвед. темат. науч. сб. / Укр. НИИ птицеводства. - 1979. - № 28. - С. 13-15.
12. Jones E. Sexed benefits could be worth 55 million a year // broilers // Quality of Poultry Meet. - 1981. - P. 22-27.
13. Быховец А.У. Определение пола молодняка // Орлов М.В., Быховец А.У., Злочевская К.В.. Инкубация. - М.: Колос, 1970. - Гл.5. - С. 132-137.
14. Canfield T.H. Sex determination of day old chicks. - Poultry Sci. - Vol.19. - 1940. - P. 235-238.
15. Canfield T.H. Sex determination of day old chicks. Poultry Sci. - Vol.20. - 1941. - № 4. - P. 327-330.
16. Hann C.M. Sex-linkage in poultry breeding // Bull. / Min. Agriculture Fisheries Food. - Lond.: H.M.S.O., 1966. - № 38. -23 pp.
17. Silverudd M. Genetic basis of sexing automation in the fowl // Acta agr. scand. - 1978. - Vol. 28. - № 4. - P. 169-195.
18. Бессарабов Б.Ф. Практикум по инкубации яиц и эмбриологии сельскохозяйственной птицы. - М.: Агропромиздат. 1985. - 175 с.
19. А.С. 1044250 СССР, МКИ 3 А 01 К 45/00. Способ определения пола цыплят / В.Д. Бутенко (СССР). - № 2764325/30-15; Заявл. 04.05.79; Опубл. 30.09.83; Бюл. № 36. - С.8.

20. А.С. 1503719 СССР, МКИ 4 А 01 К 45/00. Устройство для определения пола цыплят (А.Г. Соловьев (СССР). - № 4239503/30-15; Заявл. 04.05.89; Опубл. 30.08.89; Бюл. № 32. -С.11.
21. Бутенко В.Д. Исследование аутосексного метода сортировки суточных цыплят по полу // Сб. науч. тр. - Волгоградский СХИ, 1975. -Т. 18. -С. 122-128.
22. Тихонов А.В., Мусаев А.М., Гуцев В.М. Полуавтоматический радиоэлектронный определитель пола у суточных цыплят мясных направлений// Новые приборы, устройства и технологические процессы, разработанные учеными МГУ. -М., 1982. -С. 3-8.
23. Тихонов А.В., Акустическая сигнализация и экология поведения птиц. - М.: Изд-во Моск. ун - та, 1986. - 240 с.
24. Krishan A. A cytological method for sexing young chicks // Experientia. - Basel, 1962. - Vol. 18. - P. 101-102.
25. Kodama H., Saitoh H., Tone M., Kuhara S., Sasaki Y., Mizuno S. Nucleotide sequences and unusual electrophoretic behavior of the W chromosome-specific repeating DNA units of the domestic fowl, *Gallus gallus domesticus* // Chromosoma. - Berl., 1987. - Vol. 96. - P. 18-25.
26. Tone M., Nakano N., Takao E., Narisawa S., Mizuno S. Demonstration of W chromosome-specific repetitive DNA sequences in the domestic fowl, *Gallus g. domesticus* // Chromosoma. - Berl., 1982. - Vol. 86. - P. 551-569.
27. Uryu N., Nagata Y., Ito K., Saiton H., Mizuno S. Determination of the sex of chickens by a biotin-labeled deoxyribonucleic acid probe // Poultry Sc.- 1989. - Vol. 68. - № 6.- P. 850-853.
28. Romanoff A.L. Chemical and physiological sex differencies in newly hatched chicks // Poultry Sci. - 1948.- Vol. 27, № 5. - P. 643-645.
29. Бондаренко Ю.В. Особенности полового диморфизма живой массы у суточных птенцов домашних птиц // Науч.-техн. бюл. / УНИИП. - Харьков, 1988. - № 24. - С. 3-7.
30. Бондаренко Ю.В. Генетические основы выведения и использование аутосексной птицы: Дис. докт. биол. наук: 03.00.15. - Х., 1995. - 551 с.
31. Тихонов А.В., Моренков Э.Д., Фокин С.Ю. Поведение и биоакустика птиц. - М.: Изд-во Моск. ун-та, 1988. - 200 с.
32. А.с. 291692 СССР, МКИ А 01 К 45/00. Способ разделения молодняка птицы по полу/ А.А. Климов, А.В.Соколовский, М.М. Беляков (СССР). - № 1350975/30-15. Заяв. 21.07.69; Опубл. 6.01.71; Бюл. № 4. - С.11.
33. Алейников А.Ф. Чтобы тайное стало явным// Наука в СССР. - 1990. -№ 3. -С. 19-21.
34. Отрыганьев Г.К., Отрыганьева А.Ф. Технология инкубации. -3-е изд., перераб. и доп. -М.: Росагропромиздат, 1989. -189 с.
35. Masui K. Hashimoto J. and I. Ono. The rudimentary copulatory organ of the male domestic fowl with reference to the sexual differentiation of chickens // Japanese Journal of Zootechnical Sci. - 1925. - Vol.1 - № 3.
36. Masui K. and J. Hashimoto. Sexing baby chicks. Vancouver. B.C.: Journal Printing Co., Ltd., 1933.
37. Дуюнова А.О., Бондаренко Ю.В. Методические рекомендации по оценке качества и определению пола суточного молодняка сельскохозяйственной птицы. - Харьков, 1995. - 20 с.
38. Кривопишин И.П., Злочевская К.В. Инкубация. - М.: Агропромиздат, 1990. - 224с.

39. Третьяков Н.П., Крок С.Г. Инкубация с основами эмбриологии. Изд. 2-е, - М.: Колос, 1978. - 304 с.
40. Юрченко В.П., Хмырова А.К. Определение пола у суточных цыплят, индюшат, утят и гусят: Буклет /ВНИТИП. - Загорск, 1976. - 6 с.
41. Безуглая Р. 10-й Всесоюзный конкурс // Птицеводство. - 1991. - № 2 - С. 27-28.
42. Бондаренко Ю.В. Дифференциальная смертность особей мужского и женского пола у кур // Науч.-техн. бюл. / УНИИП. - Харьков, 1986. - № 20. - С. 3-6.
43. Бошнаков А., Жеков Р. Влияние на различные методы за определяне пола на однодневни пилета върху тяхното развитие и заболяемост в млада възраст // Проблеми на производството и преработката на птиче мясо. - София, 1976. - С.59-63.
44. Fanguy R. Effect of delayed placement on mortality and growth performance of commercial broilers // Poultry Sc. - 1980. - Vol. 59. - № 6. - P. 1215-1220.
45. Singh J., Dey Roy A., Sharma R. Early sex identification in poultry through sex-linkage mechanism // Poultry Guide. - 1979. - Vol. 16. - № 6. - P. 41-45.
46. Serebrovsky A.S. Crossing over involving three sex-linked genes in chickens // Am. Naturalist. - 1922. - Vol. 56. - P. 571-572.
47. Warren D.C. Crossbred poultry // Kansas Agr. Expt. Sta. Bull. - 1930. - № 252. - 54 pp.
48. Hertwig P., Rittershaus T. Die Erbfaktoren der Haushuehner. 1. Beitrag: Die Ortbestimmung von 4 Faktoren im X-Chromosom // Z. indukt. Abstam. Vererb. - 1929. - Bd. 51. - S. 354-372.
49. Somes R.G. (Jr.). Inheritance of spotting in the down plumage of gold columbian chickens // J. Heredity. - 1969. - Vol. 60. - P. 353-356.
50. McGibbon W.H. A sex-linked mutation affecting rate feathering in chickens // Poultry Sc. - 1977. - Vol. 56. - № 3. - P. 872-875.
51. Asmundson V.S., Abbott U.K. Dominant sex-linked late feathering in the turkey // J. Heredity. - 1961. - Vol. 51. - № 3.- P. 99-104.
52. Horn P., Biskup F. Geschlechts chromosomengebundene Erbfaktoren und ihre Anwendbarkeit in der Nutzaubenzucht // Arch. Geflugelzucht Kleintier. - 1970. - Bd. 19. - H. 2. - S. 85-90.
53. Dunnington E.A., Siegel P.B., Katanbaf, Gross W.B. Response of early and late feathering broilers to various stressors // Poultry Sc. - 1987. - Vol. 66. - P. 168-170.
54. Lowe P.C., Merkley J.W. Association of genotypes for rate of feathering in broilers with production and carcass composition traits. Effect of genotypes, sex, and diet on growth and feed conversion // Poultry Sc. - 1986. - Vol. 65. - № 10. - P. 1853-1858.
55. Verma S.K. Studies on additive and non-additive genetic effects for some economic traits and construction of selection index in poultry: Ph. D. Thesis / Rohilkhand, 1980. - P. 151-155.
56. Godfrey E.F., Farnsworth G.M. Relation of sex-linked rapid feathering to chick growth and mortality // Poultry Sc. - 1952. - Vol. 31. - № 1. - P. 65-68.
57. Sheldon B.L. Perspectives for poultry genetics in the age of molecular biology // World's Poultry Sc. J. - 1980. - Vol. 36. - № 3. - P. 143-173.
58. Бондаренко Ю.В., Сергеева В.Д., Куранова Э.Н., Красножон С.А., Романов М.Н. Аутосексная материнская форма мясных кур // Птицеводство. - К.: Урожай, 1987. - Вып. 40. - С. 6-11.

59. Карпенко Л. С. Продуктивные качества мясных кур-носителей гена К // Передовой науч.-произв. опыт в птицеводстве: Экспресс-информ. / ВНИИТЭИагропром, ВНИТИП. - 1983. - № 1. - С. 23-25.
60. Карпенко Л. С. Оценка и отбор мясных кур-носителей гена медленной оперяемости (К). Автореф. дис. ... канд. с.-х. наук. - Загорск, 1990. - 24с.
61. Левина Л.И., Лобачев Б.А. Влияние гена медленной оперяемости на продуктивные качества цыплят кросса "Бройлер-6" // Совершенствование существующих и выведение новых пород с.-х. животных в Казахстане: Темат. сб. науч. трудов Алма-Атинского и Семипалатинского зоовет. институтов. Алма-Ата, 1985. - С. 88-94.
62. Репина Н.В. Хозяйственно-полезные качества аутоксексных цыплят-бройлеров // Передовой науч.-произв. опыт в птицеводстве: Экспресс-информ. / ВНИИТЭИагропром, ВНИТИП. - 1989. - № 6. - С. 14-18.
63. Сергеев В.А., Репина Н.В. Использование кур-носителей гена медленной оперяемости для получения аутоксексной материнской родительской формы и аутоксексных бройлеров // Передовой науч.-произв. опыт в птицеводстве: Экспресс-информ. / ВНИИТЭИагропром, ВНИТИП. - 1988. - № 2. - С. 23-24.
64. Bacon L.D., Fadly A.M., Crittenden L.B. Absence of influence on immune competence by the sex-linked gene (K) determining slow-feathering in White Leghorn chickens // Avian Dis. - 1986. - Vol. 30. - № 4. - P. 751-760.
65. Smith E.J., Crittenden L.B. Genetic cellular resistance to subgroup E avian leukosis virus in slow feathering dams reduced congenital transmission of an endogenous retrovirus enclosed at locus ev21 // Poultry Sc. - 1988. - Vol. 67. - P. 1668-1673.
66. Smith E.J., Fadly A.M. Influence of congenital transmission of endogenous virus-21 on the immune response to avian leukosis virus infection and the incidence of tumors in chickens // Poultry Sc. - 1988. - Vol. 67. - P. 1674-1679.
67. Smith E.J., Fadly A.M., Crittenden L.B. Interactions between endogenous virus loci ev6 and ev21. 1. Immune response to exogenous avian leukosis virus infection // Poultry Sc. - 1990. - Vol. 69. - № 8. - P. 1244-1250.
68. Smith E.J., Fadly A.M., Crittenden L.B. Interactions between endogenous virus loci ev6 and ev21. 2. Congenital transmission of EV21 viral product to female progeny from slowfeathering dams // Poultry Sc. - 1990. - Vol. 69. - № 8. - P. 1251-1256.
69. Salter D., Crittenden L.B. Artificial insertion of a dominant gene for resistance to avian leukosis virus into the germ line of the chicken // Theor. Appl. Genet. - 1989. - Vol. 77. - P. 457-461.
70. Silverudd M. Silverudd's multiple cock shift system (SMCSS) // Hereditas. - 1974. - Vol. 77. - № 2. - P. 183-196.
71. Бондаренко Ю.В., Кутнюк П.И. Динамика развития различных типов оперяемости у цыплят // Науч.-техн. бюл. / УНИИП. - Харьков, 1991. - № 31. - С. 3-10.
72. Пат. 06396938 США, G 06 K 900. Automatic feather sexing of poultry chicks using ultraviolet imaging / Tao Y., Walker J. (США); University of Arkansas, N.A.-Заяв. 26.02.99; опубл. 28.05.2002.-2с.
73. Spillman W.J. Spurious allelomorphism: Results of some recent investigations // Am. Naturalist. - 1908. - Vol. 42. - P. 610-615.
74. Jaap R.G. Auto-sex linkage in the domestic fowl. II. Auto-sexing accuracy with the gene for barred feathers in red to black down-color phenotypes // Poultry Sc. - 1941. - Vol. 40. - P. 317-321.

75. Jaap R.G. The wing spot method for color sexing Rhode Island Red and New Hampshire chicks // Circular Oklahoma Agr. Exp. Sta. - 1946. - № 121.
76. Jaap R.G. Shank color and barred plumage in columbiancolored chickens // Poultry Sc. - 1955. - Vol. 34. - P. 389-395.
77. Quinn J.P., Knox C.W. Sex identification in hybrid from Barred Plymouth Rock male x Rhode Island Red female // Poultry Sc. - 1939. - Vol. 18. - № 4. - P. 265-267.
78. Jerome F.N. Auto-sex linkage in the Barred Plymouth Rock // Poultry Sc. - 1939. - Vol. 18. - № 6. - P. 437-440.
79. Quinn J.P., Knox C.W. Sex identification of Barred Plymouth Rock baby chicks by down, shank, and beak characteristics // Poultry Sc. - 1939. - Vol. 18. - № 4. - P. 259-264.
80. Sturtevant A.H. An experiment dealing with sex-linkage in fowls // J. Exper. Zool. - 1912. - Vol. 12. - P. 499-518.
81. Davenport C.B. Sex-limited inheritance in poultry // J. Exp. Zool. - 1912. - Vol. 13. - № 1. - P. 1-26.
82. Punnett R.C. The early elimination of surplus cockerels // J. Board Agric. - 1919. - Vol. 25. - P. 1319-1323.
83. Punnett R.C., Pease M.S. Genetic studies in poultry. VIII. The Gold Barred Rock // J. Genetics. - 1928. - Vol. 19. - P. 395-397.
84. Punnett R.C., Pease M.S. Genetic studies in poultry. VIII. On a case of sex-linkage within a breed // J. Genetics. - 1930. - Vol. 22. - P. 395-397.
85. Somes R.G. (Jr.). International Registry of Poultry Genetic Stocks // Bull. / Storrs Agr. Exp. Sta. - Storrs: Univ. Connecticut Publ., 1988. - № 476. - 98 pp.
86. Brumbaugh J.A., Hollander W.F. A further study of the E pattern locus in the fowl // Iowa State J. Sc. - 1965. - Vol. 40. - № 1. - P. 51-54.
87. Jaap R.G., Hollander W.F. Wild type as standard in poultry genetics // Poultry Sc. - 1954. - Vol. 33. - № 1. - P. 94-100.
88. Malone G.W., Smyth J.R. (Jr.). The influence of the E, Co and I loci on the expression of the silver (S) and gold (s) alleles in the fowl // Poultry Sc. - 1979. - Vol. 58. - № 3. - P. 489-497.
89. Бондаренко Ю.В., Сахацький М.І. Використання аутосексінгу у птахівництві // Генетика і селекція в Україні на межі тисячоліть: У 4 т. / Редкол.: В.В.Моргун (голов. ред.) та ін. - К.: Логос. 2001. - Т. 4. - С. 314-336.
90. Бондаренко Ю.В. Генетичні основи виведення та використання аутосексної птиці: Автореф. дис. ... докт. біол. наук: 03.00.15. - Харків, 1995. - 48 с.
91. Bondarenko Yu.V., Romanov M.N. Genetic principles of the synthesis of autosexing forms and combinations in poultry // Current Problems of Avian Genetics: Proc. 8th Intern. Symp. - Smolenice, Czechoslovakia, 1989. - P. 16-18.
92. Бондаренко Ю.В., Кутнюк П.И. Изучение оптической плотности окраски пуха у цыплят аутосексных комбинаций кур // Науч.-техн. бюл. / УНИИП. - Харьков, 1992. - № 32. - С. 10-14.
93. Пахомова Т., Щербаков В., Левченко Е. Комплектование родительского стада кур цветного кросса // Птицеводство. М., 2002. - № 6. - С. 15-16.
94. Бондаренко Ю.В., Рожковский А.В., Романов М.Н., Богатырь В.П. Использование генетических систем при выведении аутосексных кроссов яичных кур // Птицеводство. - К.: Урожай, 1989. - Вып. 42. - С. 11-14.

95. Бондаренко Ю.В. Методи і прийоми створення аутоксексної птиці // I Укр. наук. конф. по птахівництву (Борки, 6-8 груд. 1993 г.): Тези доповідей. - Харків, 1993. - С. 17-18.
96. Романов М.Н., Бондаренко Ю.В. Совершенствование колорсексного кросса кур // Науч.-техн. бюл. / УНИИП. - Харків, 1988. - N 24. - С. 8-10.
97. Jerome F.N. Colour inheritance in geese and its application to goose breeding // Poultry Sc. - 1953. - Vol. 32. - P. 159-165.
98. Jerome F.N. Colour inheritance of geese: Study 2 // Poultry Sc. - 1954. - Vol. 33. - P. 525-528.
99. Cunningham R.L. The Polish mute swan // Mag. Ducks Geese. - 1956. - Vol. 7. - N 3. - P. 11.
100. Бондаренко Ю.В., Рябоконь Н.Г. Генетические основы создания диморфных по окраске гусей // Птахівництво. Міжвід. темат. наук. збірник. - Борки, 1997. - Вип. 47. - С.15-19.
101. А.с. 1771635 СССР, МКИ А 01 К 67/02. Способ выведения аутоксексных гусей / Ю.В.Бондаренко, Н.Г.Рябоконь (СССР). - № 4777166/15. Заяв. 03.01.90; Оpubл. 30.10.92, Бюл. № 40.
102. Campbell R.R, Reinhard B.S, Jerome F.N. A "new" allele of the Mallard plumage pattern in ducks // Poultry Sc. - 1984. - Vol. 63. - № 1. - P. 19-24.
103. Jaap R.G. Inheritance of white spotting in ducks // Poultry Sc. - 1933. - Vol. 12. - P. 233-241.
104. Jaap R.G. Alleles of the mallard plumage pattern in ducks// Genetics. - 1934. - Vol. 19. - P. 310-322.
105. Lancaster F.M. The inheritance of plumage colour in the common duck // Bibliographica genetica. - 1963. - Vol. 19. - P. 317-404.
106. Lancaster F.M. Sex-linkage and autosexing in waterfowl. Part 1 // Waterfowl. - 1977. - December. - P. 12-23.
107. Punnett R.C. A sex-linked character in ducks // Nature. - 1930. - Vol. 26. - P. 757.
108. Punnett R.C. A note on sex-linked character in ducks // J. Genetics. - 1932. - Vol. 256. - P. 191-194.
109. Walther A.R., Hauschildt J., Prufer J. Ein wirtschaftlich wichtiger, geschlechtsgebundener Faktor bei Enten // Zuchter. - 1932. - Bd. 4. - S. 18-22.
110. Соколовская И.И. Сцепленные с полом признаки у гибридов между мускусной уткой и уткой хаки // Труды ИНГАЗ. - М., 1935. - Т.2. - С. 144-155.
111. Hollander W.F. Sex-linked chocolate coloration in the Muscovy Duck // Poultry Sc. - 1970. - Vol. 49. - № 2. - P. 594-596.
112. Hollander W.F. ABC's of Poultry Genetics. - Pine River, MN: Stromberg Publ. Co., 1990. - 64 pp.
113. Somes R.G. (Jr.). International Registry of Poultry Genetic Stocks // Bull. / Storrs Agr. Exp. Sta. - Storrs: Univ. Connecticut Publ., 1988. - № 476. - 98 pp.
114. Asmundson V.S. A triple allelic series and plumage colour in turkeys // Genetics. - 1945. - Vol. 30. - P. 305-322.
115. Asmundson V.S. Sex-linkage in the turkey // J. Heredity. - 1950. - Vol. 41. - P. 205-207.
116. Asmundson V.S. Inheritance of spotting in the plumage of turkeys // J. Heredity. - 1955. - Vol. 46. - P. 285-288.

117. Hutt F.B., Mueller C.D. Sex-linked albinism in the turkey *Meleagris gallopavo* // J. Heredity. - 1942. - Vol. 33. - P. 69-77.
118. Cheng K.M., Kimura M. Mutations and major variants in Japanese quail// Poultry Breeding and Genetics / R.D. Crawford, ed.- Amsterdam: Elsevier Sc. Publishers B.V., 1990.- Ch. 13. - P. 333 - 362.
119. Somes R.G. (Jr.). Mutations and major variants in guinea fowl // Poultry Breeding and Genetics / R.D. Crawford, ed. - Amsterdam: Elsevier Sc. Publishers B.V., 1990. - Ch. 14. - P. 363-370.
120. Somes R.G. (Jr.). Mutations and major variants in ring-necked pheasants // Poultry Breeding and Genetics / R.D.Crawford, ed. - Amsterdam: Elsevier Sc. Publishers B.V., 1990. - Ch. 15. - P. 371-380.
121. Wentworth B.C., Pollack E.M., Smyth J.R. (Jr.). Sexing day-old pheasants by sex-linked down color // J. Wildlife Manag. - 1967. - Vol. 31. - P. 741-745.
122. Бондаренко Ю.В. Генетический контроль и наследование окраски оперения уток // С.-х. биология. - 1986. - № 9. - С. 100-103.
123. Baumgartner J., Bondarenko Yu.V. Search for autosexing strains and crosses in Japanese quail // Current Problems of Avian Genetics: Proc. 8th Intern. Symp. - Smolenice, 1989. - P. 262-265.
124. Ройтер Я., Гусева Н. Определение пола цесарок // Птицеводство. - 1978. - № 9. - С. 36-37.
125. Полная энциклопедия птицеводства / Авт. сост. С.П.Бондаренко. - М.: ООО "Издательство АСТ"; Д.: Сталкер, 2002. - 448 с.: ил.
126. Hyaneck J., Knize B., Hyankova L., Siler R. Sex dimorphism of skeletal system in highly inbred lines of fowl // Z. Tierzucht. Zuchtungsbiol. - 1984. - Vol. 101. - № 4. - P. 257-261.
127. Jaap R.G. Body conformation of the live market turkey // Poultry Sc. - 1938. - Vol. 17. - P. 120-125.
128. Kawahara T. An analysis of sexual dimorphism in body size in the Japanese quail // Genetics. - 1971. - Vol. 21. - P. 111-112.
129. Kondra P.A., Shoffner R.N. Heritability of some body measurements and reproductive characters in turkeys // Poultry Sc. - 1955. - Vol. 34. - P. 1262-1267.
130. Pepin D. Morphological characteristics and sex classification of red leg gedpartridge // J. Wildlife Manag. - 1985. - Vol. 49. - P. 228-237.
131. Геодакян В.А. Эволюционная логика дифференциации полов в филогенезе и онтогенезе: Автореф. дис. ... докт. биол. наук. - М., 1987. - 32 с.
132. Акаевский А.И. Анатомия домашних животных. - Изд. 3-е, испр. и доп. - М.: "Колос", 1975. - 592 с. с илл.
133. Рахманов А.И. Разведение страусов. - М.: ООО "Аквариум ЛТД", 2001. - 64 с.:илл.
134. Хинцинский Н.Н. Основы инкубации - Москва-Ленинград: Сельхозгиз, 1930. - 56с.
135. Micek J., Chnaperowa A., Trnкова E. Отбор цыплят по полу на 4-й день после закладки яиц в инкубатор путем просвечивания // Drubeznictvi. - 1955. - V. 3, № 6. - P.82 (на польском языке).
136. Петрович Н.Т. Беседы об изобретательстве. М., "Молодая гвардия", - 1978. -90с.
137. Осадчий А.А. Птица на вашем дворе: - Донецк, "Донбасс", 1982. - 208 с.
138. Burke W.H., Sharp P.J. Sex differences in body weight of chicken embryos // Poultry Sci. - 1989. - Vol. 68. - P. 805-810.

139. Burke W.H. Sex differences in weight of turkey embryos // Poultry Sci. - 1994. - Vol. 73. - P. 749-753.
140. Henry M.H., Burke W.H. Sexual dimorphism in broiler chick embryos and embryonic muscle development in late incubation // Poultry Sci. - 1998. - Vol. 77. - P. 728-736.
141. Рольник В.В. Биология эмбрионального развития птиц: - Ленинград, "Наука", 1968. - 425 с.
142. Kosin I.L., Munro S.S. Evidence of a sex differential in the utilization of shell calcium by the chick embryo // Sci. Agr. - 1941. - Vol. 21. - P. 315-317.
143. Henderson E.W. Which chicks hatch first - male or female? // Michigan State Univ. Agric. Exptl. Sta. Quart. Bull. - 1956. - Vol. 38, № 3. - P. 362-363.
144. Omura T. A cytological observation on the sex-chromosome of blood corpuscles exclosed in the vitelline vessels of the chick embryo// Japan. J. Genetics. - 1967. - Vol. 42. - № 1. - P.61-65.
145. Santos G.A., Silversides F.G. A method for separating sex-linked imperfect albino (S*ALS) and nonalbino embryos before hatch // Poultry Sci. - 1996. - Vol. 75, - № 5. - P.585-588.
146. Пат. 06029080 США, МКИ 57 0 A 61 B 505. Method and apparatus for avian pre-hatch sex determination / Reynnells R.D., Flegal C.J. (США); Заяв. 06.07.98; опубл. 22.02.2000. - 2с.
147. Пат. 06365339 США, МКИ C 12 Q 100. Gender determination of avian embryo / Daum K.A., Atkinson D.A. (США); Заяв. 02.09.99; опубл. 02.04.2002. - 2с.
148. Klein S., Flock D., Ellendorff F. Management of newly hatched male layer chicks - current knowledge on sex determination and sex diagnosis in chicken: potential solutions // World's Poultry Sci. Journal. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.62-64.
149. Preisinger R. Sex determination in poultry - a primary breeder's view // World's Poultry Sci. Journal. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.54-58.
150. Embrex Awarded U.S. Patent for Its Poultry Gender Sort Technology. USA. Embrex, Inc. (ticker: EMBX, exchange: NASDAQ) News release-8-Mar. -2001. - 2 p.
151. Пат. 06176119 США, A 01 K 4500. Method for localizing allantoic fluid of avian eggs / Gore A.K., Bryan T. (США); Embrex, Inc. Заяв. 20.10.98; опубл. 23.01.2001. - 2с.
152. Пат. 06244214 США, A 01 K 4300. Concurrent in ovo injection and detection method and apparatus / Hebrank J.H. (США); Embrex, Inc. Заяв. 22.12.99; опубл. 12.06.2001. - 2с.
153. Phelps P., Bhutada A., Bryan S., Chalker A., Ferrell B., Neuman S., Ricks C., Tran H., Butt T. Automated identification of male layer chicks prior to hatch // World's Poultry Sci. Journal. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.33-38.
154. Tiersch T.R. Identification of sex in chickens by flow cytometry // World's Poultry Sci. Journal. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.25-32.
155. Britten R.J., Davidson E.H. Repetitive and non-repetitive DNA sequences and a speculation on the origins of evolutionary novelty // Quarterly Review of Biology. - 1971. - Vol. 46. - P.111-138.
156. Hinegardner R. Evolution of genome size. In: Molecular Evolution (Ayala, F.J., Ed), Sinauer, Massachusetts. - 1976. - P. 179-199.
157. Rasch E.M. Use of deoxyribonucleic acid-Feulgen cytophotometry for sex identification in juvenile cranes (Aves: Gruiformes) // Journal of Histochemistry and Cytochemistry. - 1976.- Vol. 24. - P.607.

158. Rasch E.M. DNA "standart" and the range of accurate DNA estimates by Feulgen absorption microspectrophotometry. In *Advances in Microscopy* (Cowden R.R. and Harrison F.W., Eds) A.R.Liss, New York. - 1985. - P. 137-166.
159. Nakamura D., Tiersch T. et al. Rapid identification of sex in birds by flow cytometry. *Cytogenetics and Cell Genetics*. - 1990. - Vol. 53. - P.201-205.
160. Ellendorff F., Klein S. Current knowledge on sex determination and sex diagnosis: potential solutions // *World's Poultry Sci. Journal*. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.7.
161. Nandi S., McBride D., Blanco R., Clinton M. Sex diagnosis and sex determination // *World's Poultry Sci. Journal*. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.8-14.
162. Klein S., Baulain U., Rokitta M., Marx G., Thielebein J., Ellendorff F. Sexing the freshly laid egg - development of embryos after manipulation; analytical approach and localization of the blastoderm in the intact egg // *World's Poultry Sci. Journal*. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.39-45.
163. Seemann G. Organisational framework for hatcheries // *World's Poultry Sci. Journal*. - 2003. - Vol. 59. - № 1. - P.59-61.
164. Пат. 05679514 США, МКИ 6 С 12 Q 168. Method for determining the sex of birds / Baker R.J. (США); Texas Tech University. Заяв. 27.05.94; опублик. 21.10.1997. - 2с.
165. Пат. 05508165 США, МКИ 6 С 12 Q 168. Avian sex determination probe / Halverson J.L., Dvorak J. (США); Zoogen, Inc. Заяв. 09.02.94; опублик. 16.04.1996. - 2с.
166. Пат. 05707809 США, МКИ 6 С 12 Q 168. Avian sex identification probes / Halverson J.L., Dvorak J. (США); The Perkin-Elmer Corporation. Заяв. 12.04.96; опублик. 13.01.1998. - 3с.
167. Ellegren H. First gene on the avian W chromosome (CHD) provides a tag for universal sexing of non-ratite birds // *Proc R Soc Lond B Biol Sci*. - 1996. - Vol. 263 (1377), N 22. - P.1635-1641.
168. D'Costa S., Pettite J.N. Sex identification of turkey embryos using a multiplex polymerase chain reaction // *Poultry Sci*. - 1998.- Vol. 77. - P.718-721.
169. Cassar G., Mohammed M., John T. Differentiating between part- henogenetic and "positive development" embryos in turkey by molecular sexing // *Poultry Sci*. - 1998.- Vol. 77. - P.1463-1468.
170. Griffiths R., Double M.C., Orr K., Dawson J. A DNA test to sex most birds // *Mol. Ecol*. - 1998. - Vol. 7(8). - P. 1071-1075.
171. Itoh Y., Suzuki M., Ogawa A., Munechika I., Murata K., Mizuno S. Identification of the sex of a wide range of carinatae birds by PCR using primer sets selected from chicken EEO.6 and its related sequence // *The Journal of Heredity*. - 2001.- Vol 92, № 4. - P.315-321.
172. Kagami H., Clark M.E., Verrinder Gibbins A.M., and Etches R.J. Sexual differentiation of chimeric chickens containing ZZ and ZW cells in the germline // *Mol. Reprod. Dev*. - 1995. - Vol. 42. - P. 379-387.
173. Etches R.J. Chimeras and transgenics: from greek mythology to poultry breeding // *Proc. Forty-sixth Annual National breeders roundtable*. - St. Louis, Missouri. - 1997. - P. 1-12.
174. Bruno M.M., Trefil P., Mikus T., Kotrbova A. Sexing of chicken feather follicle, blastodermal and blood cells // *Proc. Poultry Genetics Symposium*. - Mariensee (Germany). - 1999. - P.108.
175. Пат. 04417663 США, МКИ 3 В 07 С 5342. Apparatus for determining the sex of a chick / Suzuki K. (США); Заяв. 16.06.81; опублик. 29.11.1983. - 2с.
176. Бутенко В.Д. Акустический способ определения пола цыплят суточного возраста: Автореф. дис. ... канд. с/х наук: 06.02.04. – Сергиев Посад, 2002. – 20 с.

177. Pal S.K., Singh H. Inheritance of wing feather development rate in guinea fowl (*Numida meleagris*) // *British poultry Sc.* – 1997. – Vol. 38. – P. 245-248.
178. Маркова О.А. Использование аутоcесных пар в декоративном птицеводстве на примере волнистых попугайчиков. Міжвідомчий науковий тематичний збірник “Птахівництво” / Маркова О.А.. Випуск 63, 2009. - С. 28 – 37.
179. Landry G. P. An almost complete color guide to varieties and genetics of the zebra finch / Landry G. P. // *Poule d'eau Pub.*- 1997. - 60 p.
180. Martin T. A. Guide to Colour Mutations and Genetics in Parrots / Martin T. A. // *ABK Publications.*- 2002. - 296 p. 10
181. Perez-Beato O. Fundamentals of Color Genetics in Canaries: Reproduction and Control / Perez-Beato O. - *RoseDog Books*, 2008. – 94 p.
182. Taylor T. G. Genetics for budgerigar breeders / T. G. Taylor, C. Warner. - *Iliffe* (London), 1986. – 129 p.
183. Хвостик В. П. Практична реалізація програми виведення колорсексних за забарвленням оперення гусей української селекції / В. П. Хвостик, Ю.В. Бондаренко // *Птахівництво: Міжвід. темат. наук. зб. (Матеріали V Міжнародної конференції „Птахівництво-2009”, 21-24 вересня 2009 р., м. Судак).* – Харків, 2009. – Вип. 62. – С. 144 – 146.
184. R. Griffiths, M.C. Double, K. Orr and R.J. Dawson. 1998. A DNA test to sex most birds. *Molecular Ecology*, N 7, pp. 1071-1075.
185. Шкурко М. І., Бондаренко Ю. В., Павлик О. В., Трохименко Н. М., Кондратенко Н. М. (2016). Гібридизація мускусних селезнів із качками вітчизняного генофонду для отримання продуктивних гібридів мулардів (повідомлення 1). *Вісник Сумського НАУ. Серія: Тваринництво*, 7 (30), 139-149.
186. Шкурко М. І., Бондаренко Ю. В., Куц А. І. (2018). Співвідношення статей та генетичний тягар у молодняка качок різного походження. *Вісник Сумського НАУ. Серія: Тваринництво*, 2(34), 112-116.
187. Бондаренко Ю. В., Шкурко М. І. (2019). Порівняльний аналіз ефективності сучасних методів визначення статі молодняка качок. *Розведення і генетика тварин*, 57, 175-184.
188. Бондаренко Ю. В., Ткачик Т. Е., Захарченко О. П., Гадючко О. Т. (2007). Рекомендації з використання сучасних методів визначення статі молодняка сільськогосподарської птиці (теорія і практика). Харків (в Україні).
189. А. с. 1535505 СССР, МКИ А 01 К 67/02. Способ отбора гусиных яиц для инкубации / В. В. Ивченко, Ю. В. Бондаренко, Т. М. Рожен (СССР). – 4410088/30-15. Заяв. 01.02.88; опубл. 15.01.90. Бюл. № 2.
190. Корисна модель № 70701. Спосіб відбору птиці для отримання колорсексних гусенят / В. П. Хвостик, Ю. В. Бондаренко (Україна). У 2011 13599; заявл. 18.11.2011; опубл. 25.06.12, Бюл. №12. Місце проведення – Племптахозавод «Роздольне», Зміївський р-н, Харківська обл., економічна ефективність –2000 грн. на 1000 голів батьківського стада гусей.
191. Кулібаба Р.О. Теоретичне обґрунтування та практична реалізація маркер-асоційованої селекції українських локальних порід курей. Автореф. дис. д.с.-х.н.с.-Чубинське Київської області, 2019. - 40с.
192. **Кулібаба Р. О.**, Подстрешний О.П. Визначення статі птиці з невираженим статевим диморфізмом з використанням полімеразної ланцюгової реакції. *Сучасне птахівництво*. 2012. № 5. С. 18–23.
193. **Кулибаба Р. А.**, Ляшенко Ю. В. Определение пола птиц отряда *Psittaciformes* с использованием полимеразной цепной реакции. *Молекулярная диагностика 2014*. Сборник

трудов VIII Всероссийской научно-практической конференции с международным участием. Москва, 2014. Т. 2. С. 517–518.

194. Кулибаба Р. А., Терещенко А. В. Определение пола птиц с невыраженным половым диморфизмом методом полимеразной цепной реакции. *Инновационные разработки и их освоение в промышленном птицеводстве: материалы XVII международной конференции*. Сергиев Посад, 2012. С. 79–80.

195. Кулибаба Р. А., Кривохижая М. В. Определение пола птиц методом полимеразной цепной реакции. *Голубівництво та декоративне птахівництво: історія, проблеми, перспективи: матеріали міжнарод. науково-практ. конф., 11-12 червня 2011 р. Миколаїв*, 2011. С. 129–134.

196. Romanov M.N., Betuel A.M. et al. Widely Applicable PCR Markers for Sex Identification in Birds. *Russian Journal of Genetics*, 2019, Vol. 55, No. 2, pp. 220–231.

197. Millar, C.D., Lambert, D.M., Anderson, S. and Halverson, J.L., Molecular sexing of the communally breeding pukeko: an important ecological tool, *Mol. Ecol.*, 1996, vol. 5, no. 2, pp. 289–293. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1046/j.1365-294X.1996.00076.x>.

198. Robertson, B.C., Millar, C.D., Minot, E.O., et al., Sexing the critically endangered kakapo *Strigops habroptilus habroptilus*, *Emu*, 2000, vol. 100, no. 4, pp. 336–339. <https://doi.org/10.1071/MU00056>

199. Bermudez-Humaran, L.G., Garcia-Garcia, A., Leal-Garza, C.H., et al., Molecular sexing of monomorphic endangered *Ara* birds, *J. Exp. Zool.*, 2002, vol. 292, no. 7, pp. 677–680. <https://doi.org/10.1002/jez.10070>

200. D'Costa, S. and Petite, J.N., Sex identification of turkey embryos using a multiplex polymerase chain reaction, *Poult. Sci.*, 1998, vol. 77, no. 5, pp. 718–721. <https://doi.org/10.1093/ps/77.5.718>

201. Griffiths, R., Daan, S. and Dijkstra, C., Sex identification in birds using two CHD genes, *Proc. R. Soc. Lond. B Biol. Sci.*, 1996, vol. 263, no. 1374, pp. 1251–1256. <https://doi.org/10.1098/rspb.1996.0184>

202. Lee, M.K., Ren, C.W., Yan, B., et al., Construction and characterization of three BAC libraries for analysis of the chicken genome, *Anim. Genet.*, 2003, vol. 34, no. 2, pp. 151–152. https://doi.org/10.1046/j.1365-2052.2003.00965_5.x

203. Axelsson, E., Smith, N.G.C., Sundstrom, H. et al., Male-biased mutation rate and divergence in autosomal, Z-linked and W-linked introns of chicken and turkey, *Mol. Biol. Evol.*, 2004, vol. 21, no. 8, pp. 1538–1547. <https://doi.org/10.1093/molbev/msh157>

204. Sazanov, A.A., Sazanova, A.L., Stekolnikova, V.A., et al., Chromosomal localization of the *UBAP2Z* and *UBAP2W* genes in chicken, *Anim. Genet.*, 2006, vol. 37, no. 1, pp. 72–73. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2052.2005.01392.x>

205. Romanov, M.N. and Dodgson, J.B., Cross-species overgo hybridization and comparative physical mapping within avian genomes, *Anim. Genet.*, 2006, vol. 37, no. 4, pp. 397–399. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2052.2006.01463.x>

206. Romanov, M.N., Koriabine, M., Nefedov, M. et al., Construction of a California condor BAC library and first-generation chicken—condor comparative physical map as an endangered species conservation genomics resource, *Genomics*, 2006, vol. 88, no. 6, pp. 711–718. <https://doi.org/10.1016/j.ygeno.2006.06.005>

207. Romanov, M.N., Tuttle, E.M., Houck, M.L. et al., The value of avian genomics to the conservation of

wildlife, *BMC Genomics*, 2009, vol. 10, suppl. 2, p. S10. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-10-S2-S10>

208. Romanov, M.N., Dodgson, J.B., Gonser, R.A. and Tuttle, E.M., Comparative BAC-based mapping in the white-throated sparrow, a novel behavioral model, using interspecies overgo hybridization, *BMC Res. Notes*, 2011, vol. 4, p. 211. <https://doi.org/10.1186/1756-0500-4-211>

209. Narushin, V.G., Romanov, M.N. and Bogatyr, V.P., Method for preincubational prediction of embryo sex in chicken eggs, in *Proceedings of the 8th World Conference on Animal Production*, Seoul, 1998, vol. 1, pp. 832—833.

210. Гиль М.І., Сметана О.Ю., Юлевич О.І. та ін. Молекулярна генетика та технології дослідження генома: навч. посіб. / [М.І. Гиль, О.Ю. Сметана, О.І. Юлевич, Є.В. Баркар, І.Ю. Горбатенко, Т.І. Нежлукченко, Д.І. Барановський, М.Г. Повод]; за ред. професора М.І. Гиль – Херсон: ОЛДІ-ПЛЮС, 2015.-320с.

211. Слобожанська птиця для присадибних та фермерських господарств / Ю. В. Бондаренко О. Т. Гадючко, О. О. Катеринич // Ефективне птахівництво та тваринництво. – 2004. – № 8. – С. 23–24.

212. Розведення, вирощування та утримання бірківських м'ясо-яєчних курей (рекомендації по розведенню) / О. О. Катеринич, Ю. О. Рябоконт, Ю. В. Бондаренко [та ін.]. – Бірки, 2005. – 51 с.

213. Новая популяция мясо-яичных кур для органических хозяйств / Ю. В. Бондаренко, Т. Е. Ткачик, А. В. Рожковский [и др.] // Современное птицеводство: исследования и инновации : материалы XVI конференции Российского Отделения ВНАП. – Москва, 2009. – С. 19-20.

214. Xu T.S., Liu X.L., Huang W., Hou S.S. (2011). Estimates of genetic parameters for body weight and carcass composition in Pekin ducks. *J. Anim. Vet. Adv.*, 10, 1, 23-28.

215. Drouilhet L., Basso B., Bernadet M.-D., Cornuez A., Bodin L., David I., Gilbert H., Marie-Etancelin C., 2015, Sélection génétique et amélioration de l'efficacité alimentaire des canards. *La revue scientifique Viandes & Produits Carnés*

216. Brun J.-M., Richard M.-M., Marie-etancelin C., Rouvier R., Larzul C., 2005, Le canard mulard :déterminisme génétique d'un hybride intergénérique. *INRA Prod. Anim.*, 18 (5), 295-308

217. Broom D. M., Rochlitz I.R, 2015, The welfare of ducks during foie gras production, *Animal Welfare*, 26, 145-139.

218. Breeders for mulard ducks [Електронний ресурс]. – Режим доступу: <http://www.http://poultry.poultry.com/products/grimaud-freres/breeders-for-mulard-ducks> / – Назва з екрану.

Современные методы определения пола молодняка сельскохозяйственной и декоративной птицы



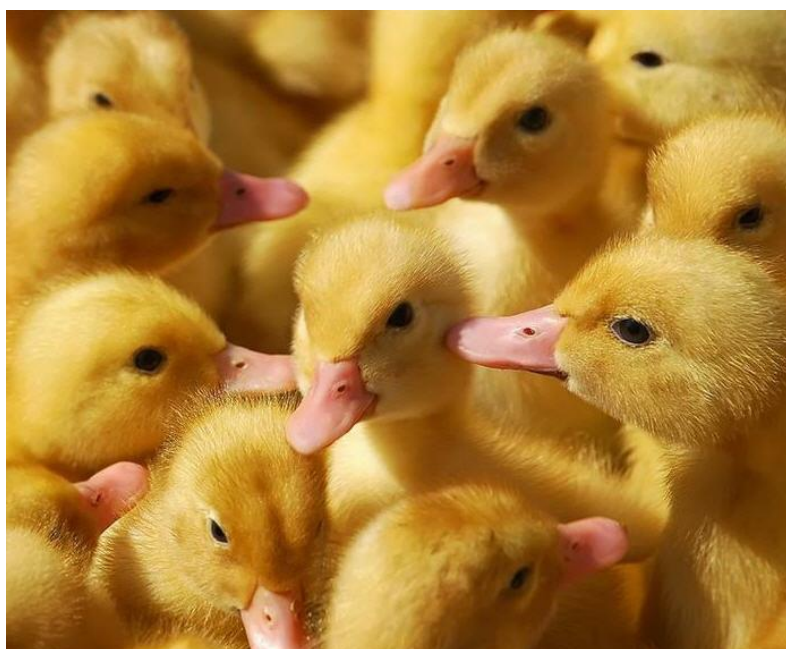
Бондаренко Юрий Васильевич

Доктор биологических наук, заведующий кафедрой технологии кормов и кормления животных Сумского национального аграрного университета. Преподаёт общую генетику, биометрию, основы научных исследований. Автор более 160 научных работ. Круг научных интересов: генетика и селекция сельскохозяйственной птицы, популяционная генетика, антропогенетика.

40031, Украина, г. Сумы, Г.Кондратьева, 160
E-mail: yuvbond@ukr.net
контактный телефон: 0507609069

Верстка и компьютерный дизайн:

- **Бондаренко Ю.В.**
- **Павловський В.В.**
- **Коваль А.О.**



Контактные адреса и телефоны американских фирм, выпускающие производственные системы по автоматизации основных технологических операций, осуществляемых в инкубационном цехе:

Embrex. Inc.

P.O. Box 13989

Research Triangle Park. NC 27709-3989

Tel. 919-941-5185 Fax. 919-9411-5186

E-mail: customerservice@embrex.com

http://www.embrex.com/investor/index_ar.html

System R Automation Systems

4625 Hugh Howell Road

Tucker. Georgia 30084

Tel. (770) 270-5660 Fax. (770) 270-2292

E-mail: systeng@systeng.com

<http://www.systeng.com./index.html>