

*ЕВРОАЗИАТСКАЯ РЕГИОНАЛЬНАЯ АССОЦИАЦИЯ*

*ЗООПАРКОВ И АКВАРИУМОВ*

**ПРАВИТЕЛЬСТВО МОСКВЫ**

**МОСКОВСКИЙ ЗООЛОГИЧЕСКИЙ ПАРК**

**ОРНИТОЛОГИЧЕСКИЕ ИССЛЕДОВАНИЯ**

**В ЗООПАРКАХ И ПИТОМНИКАХ**



**Москва**

**2003**

ЕВРОАЗИАТСКАЯ РЕГИОНАЛЬНАЯ АССОЦИАЦИЯ  
ЗООПАРКОВ И АКВАРИУМОВ  
*EUROASIAN REGIONAL ASSOCIATION OF ZOOS & AQUARIMS*

ПРАВИТЕЛЬСТВО МОСКВЫ  
*GOVERNMENT OF MOSCOW*

МОСКОВСКИЙ ЗООЛОГИЧЕСКИЙ ПАРК  
*MOSCOW ZOO*

**Орнитологические исследования  
в зоопарках и питомниках**  
**Ornithological Research in Zoological  
Parks and Aviaries**

Москва

2003

УДК [597.6/599:639.1.04]:59.006

Настоящий научный сборник создан по результатам работы Орнитологической школы-семинара, которая состоялась на базе научно-методического отдела Московского зоопарка и информационного центра Евроазиатской региональной ассоциации зоопарков и аквариумов 18-22 ноября 2002 года. В работе семинара приняли участие заведующие отделами орнитологии и специалисты-орнитологи из 25-ти зоопарков и питомников России, Беларуси, Казахстана, Латвии, Молдовы, Украины и Эстонии. Всего, в работе семинара приняло участие свыше 50 специалистов. В сборнике представлены материалы по истории и перспективам содержания бескилевых птиц, разведению журавлей, алтайских уларов, абиссинских рогатых воронов, амазонов, методам искусственного осеменения и определения пола, искусственной инкубации и выращивания молодняка ряда таксонов, ветеринарным проблемам и многим другим вопросам зоотехнической орнитологии.

Сборник рассчитан на специалистов зоопарков, питомников, биологических научных и учебных заведений, орнитологов и студентов-биологов.

The book contains proceedings of the Ornithological workshop held from November 18 till November 22, 2002 on the base of scientific and information department of the Moscow Zoo and information centre of the Eurasian Regional Association of Zoos and Aquarium (EARAZA). Heads of ornithology departments and ornithologists from 25 zoos and breeding centres in Russia, Belorussia, Kazakhstan, Latvia, Moldova, Ukraine and Estonia participated in the workshop, their total number exceeding 50 specialists. The content of the book reflects history and perspective of keeping ratites, breeding cranes, Altai snow cocks, Abyssinian ground hornbills, amazons, methods of artificial insemination, sexing, artificial incubation and hand-rearing of the birds of some taxons, veterinary problems, and other problems of soothe ornithology.

The book is intended for specialists in zoos, breeding centres, scientific biological and educational institutions, ornithologists and biology students.

**Под редакцией директора Московского зоопарка**

**Президента ЕАРАЗА**

**Члена-корреспондента РАЕН В.В. Спицина**

**Редакционная коллегия:**

**Т.Ф. Андреева, Т.А. Вершинина, Л.В. Кузьмина**

**Проф., д.б.н. В.А. Остапенко - научный редактор**

©Московский зоопарк, 2003 г.

Editor V.V. Spitsin, Director of the Moscow Zoo  
Chairman of EARAZA  
Corr. Member of Russian Academy of Natural Sciences

Editorial Board:

T.F. Andreeva, T.A. Vershinina, L.V. Kuzmina  
Prof., Dr. V.A. Ostapenko, scientific editor

©Moscow Zoo, 2003

## Содержание

Введение	-	7
<b><u>Общие вопросы зоотехнии (аналитические и обзорные статьи)</u></b>	-	8
<b><i>В.В. Спицин, В.А. Остапенко, Т.А. Вершинина</i></b> О перспективах содержания бескилевых в России.	-	9
<b><i>О.С. Габузов</i></b> Зооветеринарные аспекты разведения птиц в зоопарках и питомниках.	-	19
<b><i>Е.В. Мимонов</i></b> Некоторые замечания о совмещении живых растений с птицами.	-	22
<b><i>В.А. Остапенко</i></b> Влияние климата на птиц различных таксонов при их содержании в условиях зоопарка.	-	25
<b><i>И.Г. Лебедев</i></b> Факторы отбора и эффективность искусственной инкубации яиц кряквы.	-	31
<b><u>Современные методы искусственного разведения птиц</u></b>	-	33
<b><i>В.Е. Флинт, О.С. Габузов</i></b> Ключ к массовому разведению диких птиц в зоопарках и питомниках.	-	34
<b><i>Г.Ю. Максудов</i></b> Криобанки спермы редких видов птиц.	-	43
<b><i>О.Н. Нестеренко</i></b> Новый генетический метод определения пола птиц.	-	52
<b><i>Д.А. Чередов</i></b> Использование электронных таблиц для расчета усушки яиц при искусственной инкубации.	-	55
<b><u>Изучение поведения птиц</u></b>	-	59
<b><i>Т.В. Воронина</i></b> Бюджет времени белоплечего орлана и орлана-белохвоста в условиях Московского зоопарка.	-	60
<b><i>М.А. Тарханова</i></b> Некоторые особенности размножения белощекой казарки в Московском зоопарке.	-	65

<b><u>Успехи содержания и разведения редких и ценных видов птиц</u></b>	- 83
<b>Э.В. Антонюк</b> Условия содержания журавлей в неволе.	- 84
<b>Г.В. Рожков, Е.В. Потапенко</b> Особенности выращивания птенцов гималайского улара.	- 95
<b>Г.В. Рожков</b> Инкубация и искусственное выращивание птенцов синелобого амазона в Алматинском зоопарке.	- 97
<b>С.И. Шокало, Б.И. Шокало</b> Кубинский амазон – успехи разведения.	- 99
<b>Г.В. Рожков, Е.В. Потапенко</b> Разведение абиссинского рогатого ворона в Алматинском зоопарке.	- 103
<b>Т.В. Лавровская</b> Золотистая щурка <i>Merops apiaster</i> в Московском зоопарке.	- 110
<b>Т.И. Петухова</b> Разведение кедровок в Новосибирском зоопарке.	- 114
<b><u>Ветеринарные аспекты</u></b>	- 118
<b>В.Е. Козлитин</b> Опыт лечения периартикулярных абсцессов у журавлей.	- 119
<b>В.Е. Козлитин, И.В. Тимерин</b> Анестезия птиц.	- 125
<b>С.Ю. Ирхин, М.В. Альшинецкий, В.Е. Козлитин</b> Аспекты гематологических исследований у декоративных и экзотических птиц.	- 145
<b>Е.М. Басарыгина, П.И. Гаджиева, Г.А. Тютина, Т.А. Шепелева</b> Применение фитотерапевтических средств в кормовых рационах.	- 165

## Contents

Preface	-	7
<b><u>Total zootec problems (analytic and survey articles)</u></b>	-	8
<b><i>V.V. Spitsin, V.A. Ostapenko, T.A. Vershinina</i></b> On perspectives of ratites management in Russia.	-	9
<b><i>O.S. Ghabuzov</i></b> Zoological and veterinary aspects of managing birds at zoos and breeding centres.	-	19
<b><i>E.V. Mimonov</i></b> Some remarks on compatibility of live plants and birds.	-	22
<b><i>V.A. Ostapenko</i></b> Climate influencing bird taxons, kept at zoos.	-	25
<b><i>I.G. Lebedev</i></b> Selection and effective artificial incubation of mallard eggs.	-	31
<b><u>Modern methods of artificial breeding of birds</u></b>	-	33
<b><i>V.E. Flint, O.S. Ghabuzov</i></b> Ways of intensive management of birds from the wild at zoos and breeding centres.	-	34
<b><i>G. Yu. Maksudov</i></b> Sperm cryobanks of rare avian species.	-	43
<b><i>O.N. Nesterenko</i></b> New genetic method to sex birds.	-	52
<b><i>D.A. Tcheredov</i></b> Electron tables used to estimate drying up losses in artificially incubated eggs.	-	55
<b><u>Investigation on the birds behaviour</u></b>	-	59
<b><i>T.V. Voronina</i></b> Daily (twenty-four-hour) behaviour of Steller's sea eagle and white-tailed eagle at the Moscow Zoo.	-	60
<b><i>M.A. Tarkhanova</i></b> Some aspects of Barnacle goose, <i>Branta leucopsis</i> breeding and reproductive success at the Moscow Zoo.	-	65

<b><u>Management success of rare and precious bird species</u></b>	- 83
<b><i>E.V. Antoniuk</i></b> Keeping cranes in captivity.	- 84
<b><i>G.V. Rozhkov, E.V. Potapenko</i></b> Special conditions to rear Himalayan snowcock chicks.	- 95
<b><i>G.V. Rozhkov</i></b> Incubation and hand-rearing young blue-fronted amazons at the Almata Zoo.	- 97
<b><i>S.I. Shokalo, B.I. Shokalo</i></b> Cuban amazons and successes in their breeding.	- 99
<b><i>G.V. Rozhkov, E.V. Potapenko</i></b> Managing Abyssinian ground hornbill at the Almata Zoo.	- 103
<b><i>T.V. Lavrovskaya</i></b> Common bee-eater <i>Merops apiaster</i> at the Moscow Zoo.	- 110
<b><i>T.I. Petukhova</i></b> Nutcrackers management at the Novosibirsk Zoo.	- 114
<b><u>Veterinary problems (aspects)</u></b>	- 118
<b><i>V.E. Kozlitin</i></b> On periarticular abscess medical treatment in cranes.	- 119
<b><i>V.E. Kozlitin, I.V. Timmerin</i></b> Anesthesia for birds.	- 125
<b><i>S.Yu. Irkhin, M.V. Alshinetski, V.E. Kozlitin</i></b> Some aspects of hematological investigation of decorative and exotic birds.	- 145
<b><i>E.M. Basarygina, P.I. Ghadzhieva, G.A. Tjutina, T.A. Shepeleva</i></b> Phytotherapeutic remedies in forage rations.	- 165

## Введение

Предлагаемый Вашему вниманию научный сборник создан по результатам работы Орнитологической школы-семинара, которая состоялась на базе научно-методического отдела Московского зоопарка и информационного центра Евроазиатской региональной ассоциации зоопарков и аквариумов 18-22 ноября 2002 года. В работе семинара приняли участие заведующие отделами орнитологии и специалисты-орнитологи из 25-ти зоопарков и питомников России, Беларуси, Казахстана, Латвии, Молдовы, Украины и Эстонии. Всего, в работе семинара приняло участие свыше 50 специалистов. К сожалению, не все прислали нам свои материалы к публикациям, но и то, что мы имеем, уже достойно внимания.

Птицы – одна из самых любимых и традиционно содержащихся в зоопарках группа животных. Количество видов птиц в природе превышает количество видов любой другой наземной группы (класса) позвоночных животных. Многообразие их форм, красота оперения и интересное поведение, делают птиц желанным объектом зоокультуры. Все это и вызывает особый интерес к ним сотрудников зоопарков. Ввиду повышения антропогенного пресса в биосфере, целый ряд птиц переходит в категорию редких и исчезающих, что требует применения экстренных мер по их спасению. В этом вопросе могут помочь как зоопарки, так и специализированные орнитологические питомники.

В последнее время при разведении птиц различных таксонов начинают разрабатываться и использоваться новые современные методы. Помимо искусственной инкубации и выращивания молодняка, все шире используются методы искусственного осеменения и криоконсервации половых продуктов птиц. В обиход повседневной работы орнитологов входят различные способы стимуляции размножения. Начинают разводиться виды птиц, которые раньше лишь содержались в коллекциях. Материалы нашего сборника тому подтверждение. Если по разведению журавлей достигнуты значительные успехи, которые еще 25 лет назад казались нереальными, то сейчас начата работа по разведению «трудных» видов других таксонов, таких, как ракшеобразные, аистообразные, попугаеобразные, воробьиные. На примере бескилевых птиц, мы видим, как идет процесс доместикации у одних географических форм и самое начало этапа разведения, с целью сохранения генофонда, у других – редких видов и подвидов. Встает вопрос о применении искусственного отбора в зоопарках, на выявление для размножения более жизнестойкого потомства, что может способствовать увеличению количества поколений редких видов птиц в искусственных условиях. Поднимается проблема выращивания экологически чистых кормов, как терапевтических средств для профилактики заболеваний птиц, что особенно актуально в районах с повышенным загрязнением атмосферы. Остаются актуальными и вопросы ветеринарии диких птиц. В сборнике им отведено особое место.

Редколлегия сборника выражает признательность всем авторам, приславшим материалы для опубликования. Призываем сотрудников орнитологических отделов зоопарков и питомников продолжить сбор и фиксацию материала по всем вопросам, касающимся зоокультуры птиц. Присылайте их для опубликования и в научно-методический отдел Московского зоопарка. Продолжим начатую традицию!

Рукописи можно присылать нам электронной почтой по адресу: v-ostapenko@mtu-net.ru, либо почтой: Россия, Москва, 123242, улица Большая Грузинская, дом 1, Московский зоопарк, научно-методический отдел.

**Редакционная коллегия**

**Общие вопросы зоотехнии**  
**(аналитические и обзорные статьи)**

## О ПЕРСПЕКТИВАХ СОДЕРЖАНИЯ БЕСКИЛЕВЫХ В РОССИИ

**В.В. Спицин, В.А. Остапенко, Т.А. Вершинина**

Московский зоопарк

Вначале несколько заметок по систематике, поскольку вопросы классификации и таксономии находятся под постоянным контролем со стороны систематиков и естественные классификации птиц и других животных продолжают корректироваться.

Бескилевые, это птицы, у которых нет костного выроста грудины – килья. У большинства птиц он есть и служит для прикрепления полетной мускулатуры. Киль есть даже у пингвинов и нелетающих видов бакланов и буревестников, поскольку эти птицы используют машущий «полет» при нырянии. Бескилевых еще называют *бегающими* птицами (надотряд *Ratitae*), показывая их принадлежность к наземным нелетающим позвоночным животным. Произошли они от летающих птиц в конце мелового периода. Их предки напоминали современных тинаму – примитивных летающих птиц Южной Америки. Вместе с тинаму бескилевые составляют инфракласс Древних птиц – *Paleornithes* и входят со всеми остальными птицами (*Neornithes*) в подкласс Веерохвостых птиц (*Orniturae*).

Систематики долго спорили и меняли свое мнение по вопросу родственных связей и происхождения бескилевых птиц. По классической системе Уэтмора все бескилевые разделены по отрядам: Страусообразных (*Struthioniformes*), Нандуобразных (*Rheiformes*), Казуарообразных (*Casuariiformes*) и Бескрылов, или Киви (*Apterygiformes*) (Карташев, 1974). Считалось даже, что все эти птицы не родственны и сходны внешне лишь благодаря конвергентному, то есть, параллельному развитию. Но позже, вооружившись данными сравнительной морфологии, биохимии и генетики, этологии и паразитологии ученые выяснили несомненные родственные связи бескилевых, а с ними – недавно вымерших моа и эпиорнисов. Поэтому, теперь возобладала та точка зрения, что все бескилевые имеют общих летающих предков, живших на южном материке – Гондване в далеком геологическом прошлом (мезозое), до его разделения на Африку, Австралию, Антарктиду, Южную Америку и ряд островов Мирового океана.

Однако возникла и другая крайность. Так, в системе Сибли и Монро (Коблик, 2000), основанной на биохимическом сходстве, все бескилевые сводятся к одному отряду Страусообразных с двумя подотрядами – Страусовых (сем. Страусы и Нанду) и Казуаровых (сем. Казуаров и Киви). Эта система не отражает результатов анализа сравнительной анатомии и не может быть признана по целому ряду причин. Любая система живой природы должна основываться на результатах исследований многими методами систематики и только в этом случае она может быть названа естественной, то есть отражающей родственные связи таксонов.

Мы же, в отличие от приведенных выше двух крайних точек зрения, придерживаемся следующей системы классификации, принятой большинством современных ученых:

## Отряд Страусообразные – *Struthioniformes*

### **Подотряд Страусы – *Struthiones***

1. Семейство Страусовые – *Struthionidae* (с 1-им современным видом)

### **Подотряд Эпиорнисы – *Aepyornithes***

2. Семейство Эпиорнисовые – *Aepiornithidae* (с 1-им вымершим в исторический период видом)

### **Подотряд Нанду – *Rheae***

3. Семейство Нанду – *Rheidae* (с 2-мя современными видами)

### **Подотряд Казуары – *Casuarii***

4. Семейство Казуаровые – *Casuariidae* (с 3-мя современными видами)
5. Семейство Эму – *Dromaiidae* (с 1-им современным и 1-им вымершим в историческое время видами)
6. Семейство Михиранги – *Dromornithidae* (вымерли, 1 вид истреблен в плейстоцене)

### **Подотряд Моа – *Dinornithes***

7. Семейство Моа – *Dinornithidae* (с 3-мя вымершими в историческое время видами, а около 20-ти видов моа исчезло в более ранние периоды – с появлением в местах их обитания человека)

### **Подотряд Киви – *Apteryges***

8. Семейство Киви – *Apterygidae* (с 3-мя современными видами).

Эта система сочетает в себе данные сравнительной морфологии, биохимии и генетики, и является, на наш взгляд, наиболее правильно отражающей естественные родственные связи бескилевых птиц. Правда, при этом отпадает необходимость в выделении специальной категории – надотряда, но само название «бескилевые» настолько удачно характеризует представителей родственной группы птиц, что мы считаем его вполне употребительным, как синоним страусообразных.

Страусообразные имеют некоторые примитивные черты строения, сохранившиеся как напоминание о древних птицах и исчезнувшие у остальных современных птиц. Это, прежде всего, строение костного неба (палеогнатический тип). Оно неподвижно соединено с другими костями черепа, что затрудняет манипуляции ротового аппарата и оставляет лишь возможность простых хватательных движений. Рамфотека (роговой чехол клюва) страусообразных состоит из нескольких, а не из одного щитка, как у большинства современных птиц. К архаичным чертам относят также формулу мышц ноги и наличие сложно устроенного пениса, выворачивающегося в возбужденном состоянии.

Помимо примитивных особенностей строения, есть и черты крайней специализации, связанные с бегущим образом жизни и отказом от полета. Некоторые из них возникли вторично, поскольку предками страусоподобных были летающие птицы, обладавшие всем комплексом морфологических приспособлений к полету. К вторично приобретенным признакам можно отнести тяжелый скелет без воздушных камер в трубчатых костях, плоскую грудину без киля, укороченные кости крыла, редуцированную вилочку (ключицы), сросшиеся лопатку и коракоид. Фабрициева сумка у бегущих птиц сохраняется в течение всей жизни и играет роль мочевого пузыря. Ведь у летающих птиц невозможно накопление мочи (утяжеляется вес), которая выводится часто и вместе с

экскрементами. У бескилевых это происходит отдельно, подобно рептилиям и млекопитающим. Копчиковая железа и аптерии у страусоподобных отсутствуют. Сами перья не имеют плотного опахала, их бородки рассучены. Перья напоминают шерсть, что увеличивает сходство этих птиц с млекопитающими, особенно у киви.

Как бегающие птицы, и имеющие большую нагрузку на таз, бескилевые «восстановили» его замкнутое строение, но в связи с этим они стали нести и относительно (массы тела) мелкие яйца. Исключение здесь составляют киви.

Большинству видов бескилевых птиц свойственно явление гигантизма. Поскольку нет необходимости ограничивать вес с целью облегчения полета, страусоподобные, превратившиеся со временем в монстров, успешно замещали травоядных млекопитающих или конкурировали с ними в местах своего обитания. Масса тела недавно исчезнувших моа и эпиорнисов достигала 400 кг, михирангов, даже, 600 кг. Их рост достигал 3,5-3,7 метра. А современные страусы при росте, превышающем 2,5 метра, весят до 90-150 кг. Это вполне сравнимо с массой тела многих диких копытных Африки.

Люди издавна заметили крупных страусоподобных птиц и научились их использовать. Еще военачальники Древней Греции и Рима применяли страусиные перья в виде украшений на собственных шлемах. В коптских церквях Эфиопии скорлупой страусиных яиц украшали кресты и прочую церковную утварь. В Древнем Египте из перьев страусов создавали превосходные опахала. В 300 веке до н.э. там же, во время праздничных церемоний, знатные дамы выезжали верхом на страусах. Бушмены издавна используют скорлупу страусиных яиц в качестве сосудов для переноса воды. В разных местах Африки известно множество наскальных рисунков страусов. Один из самых интересных из них бушменский, на нем изображена группа страусов и охотник на них в шкуре страуса с гордо поднятой головой, приближающийся к этим птицам. Стая принимает его за страуса, а охотник, тем временем, использует непосредственную близость к птицам для атаки. Известны наскальные рисунки и в Австралии, где изображены вымершие михиранги и эму.

Когда же бескилевые птицы появились в зоокультуре? Несомненно, то, что этих птиц издавна содержат в неволе. Причин тому много – их относительная неприхотливость в содержании, экзотические формы, и, наконец, ценные продукты: перья, кожа и диетическое мясо, а также яйца, представляющие большой коммерческий интерес. В Египте найден древний рисунок, подтверждающий, что страусов одомашнивали еще несколько тысяч лет назад, получая от них перья и яйца.

Что касается зоопарков, то с появлением их в Европе, которое происходило в XVIII-XIX вв., а позже и на других континентах, страусообразные прочно заняли место самых популярных животных. Они входили в обязательный список экспонируемых животных, наряду со львами, пантерами, слонами, бегемотами, зебрами и прочими необычными для городских обывателей «тварями божьими». Причем со временем число видов бескилевых птиц, экспонируемых в зоопарках, постепенно растет. Растет и качество их содержания, которое отражается в результатах разведения этих птиц. Особое значение в последние тридцать лет придается редким и исчезающим формам страусообразных. Так, нами сделаны лишь две выборки, представленные ниже.

В зоопарках мира по данным Международного зоопарковского ежегодника (International Zoo Yearbook) **в течение 1970 г. успешно выращено:**

Страусов – 162;

Нанду – 471;

Нанду Дарвина – 7 (все в зоопарке Брукфильд, Чикаго, США);

Эму – 166;

Северный бурый киви (*A. a. mantelli*) – 1 (не выжил) – (Сиднейский зоопарк, а содержалось 11 особей в 5 коллекциях мира).

**В течение 1990 г. успешно выращено:**

Страусов – 566;

Нанду – 536;

Нанду Дарвина – 72;

Шлемоносных казуаров – 12;

Эму – 310;

Северных бурых киви – 19;

Малый пятнистый киви (*A. oweni*) – 1.

На примере этих данных, полученных с интервалом в двадцать лет, можно увидеть не только общее увеличение количества птенцов, но и рост числа видов, участвующих в размножении. Появляются редкие виды – киви и казуар. Первый вид бескилевых птиц с успехом размножающийся в зоопарках, несомненно, был африканский страус. Он на протяжении тысячелетий содержался в неволе. Как показывают отчеты, зарегистрирован один рекорд – в 1979 г.: за шесть с половиной месяцев уникальной самкой страуса было отложено 81 яйцо. Сейчас это уже не является редкостью, поскольку есть самки несущие 100 и больше яиц за один сезон размножения.

Нанду для человека служит не только источником пищи, его образ также глубоко проник в народную южно-американскую культуру и часто фигурирует в фольклорных произведениях, например, в некоторых популярных песнях, а в танцах иногда используются их перья. Подобно другим страусоподобным птицам, нанду могут содержаться в неволе, они легко приручаются. В зоопарках оба вида нанду успешно размножаются, однако большой нанду представлен во многих коллекциях, а малый, или Дарвина – лишь в нескольких.

Какова же ситуация с содержанием бескилевых в зоопарках планеты на сегодняшний день? По материалам ISIS на 4 апреля 2003 года, представляем следующие данные.

**Страус** – *Struthio camelus* (подвид неизвестен) – 602 особи, гибридных – 20 птиц, а по подвидам распределение таково: *S. c. australis* – 94; *S. c. camelus* – 45; *S. c. massaicus* – 51; *S. c. molybdophanes* – 20 особей. А всего страусов в зоопарках мира – 832. Надо отметить, что эта цифра несколько занижена, так как не включает коллекции зоопарков, не являющиеся членами ISIS.

**Эму** – *Dromaius novaehollandiae* содержится 843 особи, из них 38 принадлежит номинальному подвиду, и произошли они из известных природных мест обитания.

**Нанду** – *Rhea americana* (подвид неизвестен) – 739 особей. В то же время, редко содержат птиц четко определенных подвидов: *Rh. a. albescens* – 8 особей в 4-х зоопар-

ках, а *Rh. a. americana* – 9 особей в 3-х зоопарках. Наиболее ценные птицы – принадлежащие к известным подвидам. Но общее количество нанду равно 756 особям.

**Шлемоносный казуар** – *Casuarus casuarus*, наиболее многочисленно представлен в зоопарках из рода казуаров. В коллекциях зоопарков – 154 особи. Однако, как и у других бескилевых, немного содержится птиц известного происхождения. Так, подвид *C. c. altijugus* – лишь единственная самка; *C. c. bicarunculatus* – 2 пары в двух коллекциях, но в каждой содержатся особи одного пола; *C. c. casuarus* – 1 самец и 3 самки в трех коллекциях; *C. c. johnsonii* – 10 особей в 4-х зоопарках.

**Казуар-мурук** – *Casuarus bennetti*. Всего известно о 6-ти особях, из которых 2 самки относятся к подвиду *C. b. papuanus* и содержатся в зоопарке Альфен, а подвид других неизвестен. Надо отметить, что с 1947 года мурук в течение 9 лет содержался и в Московском зоопарке. В настоящее время это один из самых редких видов страусоподобных птиц в коллекциях.

**Оранжевошейный, или однолопастный, казуар** – *Casuarus unappendiculatus*, самый редкий казуар в зоопарках. На сегодняшний день содержится всего 2 особи в двух коллекциях – Сингапуре и Каокеоу. Обе птицы неизвестного пола. В Московском зоопарке пара содержалась в 1950-х годах.

**Южный киви** – *Apteryx australis*. Всего в коллекциях зоопарков содержится 51 птица. Все они относятся к подвиду *A. a. mantelli*. Но по полу они распределяются неравномерно – 29.17.5, то есть на 29 самцов приходится 17 самок и 5 особей неизвестного пола, включая двух недавно вылупившихся птенцов.

В России африканские страусы появились в конце XIX – начале XX века, когда они были завезены бароном Фридрих Эдвард Фальц-Фейном в его степное поместье Асканию-Нова в Таврической губернии на юге Украины. Это были несколько сомалийских страусов, потомки которых в очень небольшом количестве и сейчас содержатся в зоопарке Аскания-Нова. Нужно сказать, что эти птицы всегда содержались как зоологические объекты и никогда не имели продуктивного использования (за исключением отдельных несчастных случаев). Помимо этого в зоопарке Аскания-Нова в советский период содержалось поголовье эму и нанду, успешно осуществлялось их воспроизводство при искусственной инкубации. Отмечены признаки доместикиции страусов (Бевольская, 1989). По данным Информационных сборников зоопарков СССР, а впоследствии и ЕАРАЗА, в Аскании-Нова страусы регулярно размножались до 1989 года, а затем был перерыв до 2000 года, что связано, вероятно, с изменением экономической ситуации в стране.

В Московском зоопарке страусы появились в 1914 году. К сожалению, их размножение было не совсем удачно. Большой процент яиц оказался неоплодотворенным, вылупившиеся птенцы были либо нежизнеспособны, либо слабы. Это связывают как с близким родством партнеров исходной пары, так и с неудачно выбранным методом содержания и кормления производителей. В других зоопарках России страусы содержались в небольшом количестве и нигде до настоящего времени не размножались. Сейчас, по данным ЕАРАЗА (Спицин, 2002), в зоопарках России содержится четыре вида бескилевых: страус, нанду, шлемоносный казуар и эму. По количеству особей всех превзошел эму. Это связано с большей, по сравнению с другими бескилевыми, простотой его содержания, легкостью размножения, инкубации и выращивания молодняка – более

стойкого на ранних этапах постэмбрионального развития, чем у страусов и нанду. В Московском зоопарке эму регулярно размножались, начиная с 1936 года. Из архивных материалов стало известно, что, например, в 1950 году было выведено в инкубаторе и выращено до взрослого состояния 11 птенцов, в 1957 году яйца насиживали самцы, но гнезда были сделаны из сена на сухом деревянном полу, и для успешного развития эмбрионов не хватило влажности. Они погибли на стадиях инкубации в возрасте 20-50 дней развития. В тот же период, в Киевском зоопарке получено потомство эму при естественной инкубации самцом, гнездо которого располагалось на песке. В настоящее время эму размножаются и самостоятельно выращивают свое потомство в Пермском зоопарке (Болдина, 1999). Наибольший успех по стабильному разведению эму принадлежит зоопарку Ростова-на-Дону (Антонов, 1969). Начиная с 1935 и по 1969 гг. здесь успешно выращено свыше 254 эму, которыми снабжены многие отечественные и зарубежные зоопарки в те годы. В 1979 году под родителями выращено потомство эму в Алма-Атинском зоопарке, а в 1996 году птенцов, выведшихся там под родителями, пришлось взять на искусственное выкармливание. В результате успешно выращено 4 птенца (Рожков, 1997). Наиболее стабильное разведение эму в настоящее время происходит в Перми, Ростове-на-Дону и Краснодаре.

Нанду содержались успешно в 80-х годах минувшего столетия и их общая численность в зоопарках СССР превосходила в то время численность эму. Затем ситуация поменялась. Только в Московском зоопарке в 1997-1998 годах содержались нанду Дарвина – редкий вид. Обыкновенный, или большой нанду постоянно присутствовал в коллекции Московского зоопарка с 1848 по 1961 годы.

Наибольшую сложность в содержании и разведении представляют казуары. Эти одиночные в природе птицы не всегда легко образуют размножающуюся пару. Значительно меньше их содержится в зоопарках Европы, чем эму, страусов и нанду, поэтому приобрести их непросто. Так, в последнее время казуары содержались лишь в двух зоопарках России – в Московском и Новосибирском. В Московском зоопарке имеется две самки, и обе ежегодно сносят яйца. К сожалению, без самца яйца неоплодотворены. Ни в одном зоопарке ЕАРАЗА, по данным «Информационного сборника зоопарков...» казуары не размножались. Содержались же в зоопарках СССР все три вида казуаров, а самые редкие из них, мурук и оранжевошейный – в Алма-Ате до конца 80-х годов.

Лишь в 90-х годах XX века в России стало развиваться фермерское и коммерческое страусоводство.

История фермерского разведения страусов – *Struthio camelus*, очевидно, началась в 1860 году, когда в Южной Африке стали функционировать первые коммерческие фермы, основной задачей которых было получение страусиных перьев в качестве дамского декора (Shanawany, 1996). Постепенно этот вид хозяйств распространился на другие страны, страусоводческие хозяйства стали образовываться в Кении, Египте, Алжире, Италии, Австралии, Новой Зеландии, США, Аргентине. К 1913 году общее количество страусов на коммерческих фермах в мире достигло одного миллиона голов. В связи с Первой и затем Второй мировыми войнами торговля страусиными перьями нарушилась и количество страусоводческих ферм резко сократилось.

Профессор Куликов Л.В. (1995) пишет, что африканского страуса мы с полным основанием можем отнести к виду новой доместикиции. Фактически его фермерское со-

держание и продуктивное использование началось 150 лет назад, что в историческом плане является исключительно малым отрезком времени. Продуктивные характеристики африканского страуса ставят его на особое место среди других сельскохозяйственных животных и определяют тот бум, который испытывает в настоящее время новая отрасль – **страусоводство**.

Компетентные авторы (Куликов, 1998; и др.) отмечают выдающиеся воспроизводительные и продуктивные способности африканского страуса: «При общей продолжительности жизни до 70 лет, самка, начав продуцировать в 2-3 года, сохраняет способность к воспроизводству в течение 35-40 лет. Даже при оптимальной яйценоскости в год 44 яйца, от одной самки можно ожидать в год до 20 страусят, которые при выращивании до 1 года при живой массе 100 кг обеспечат выход 1170 кг в тушах по 58,8 кг или 840 кг чистого мяса и жира, а также 25 м<sup>2</sup> прекрасных шкур (по 1,25 м<sup>2</sup>). Это, как минимум, в пять раз превосходит продуктивность мясной коровы, которая в год производит одного теленка, а в течение жизни от нее можно ожидать лишь 6-10 отелов.

Качество мяса также ставит страуса на особое место. От него получают красное диетическое мясо с исключительно низким содержанием холестерина – самое низкое в сравнении с другими видами домашних животных. Это совершенно особый пищевой продукт с новыми необычными качествами. То, что в настоящее время этот продукт достаточно дорог и мало доступен широким слоям населения, обусловлено неразвитостью отрасли и следует рассматривать как фактор времени.

Вследствие анатомо-физиологических особенностей пищеварительного тракта, страус способен перерабатывать значительные количества богатых клетчаткой зеленых и грубых кормов, то есть кормовых средств, которые не могут непосредственно использоваться человеком. Это ставит страуса на особое место в сельскохозяйственном производстве – в отличие от других видов сельскохозяйственной птицы, страус – это птица с коровьей технологией.

Нельзя не учитывать того обстоятельства, что в настоящее время в Европе создались определенные трудности со сбытом мяса говядины в связи с распространением губчатого энцефалита («коровьего бешенства»). Это с полной определенностью ставит страуса в положение альтернативы мясному крупному рогатому скоту.

Сказанное выше позволяет заключить, что африканский страус, как новый доместифицированный вид, занимает свою нишу в сельскохозяйственном производстве, и перспективы развития отрасли страусоводства несомненны».

С 1985 года наметился резкий подъем страусоводства в ЮАР и других странах. В настоящее время в ЮАР, Израиле, Зимбабве, Намибии, Танзании, Кении производится и перерабатывается до 70 тысяч голов страусов в год. Появились страусоводческие фермы и в Королевстве Саудовская Аравия. В пригородной зоне Эр-Рияда за последние пять лет возникло, по крайней мере, 6 таких ферм. За этот же период стоимость яиц и птенцов страусов здесь снизилась в три-пять раз. Мясо страусов появилось на прилавках некоторых супермаркетов и в специализированных ресторанах (наши данные).

В Европе бум по созданию страусоводческих ферм пришелся на начало – середину 90-х годов XX столетия. Фермы появились во Франции, Великобритании, Голландии, Бельгии, Финляндии, Польше, не говоря уже об Италии, Испании, Португалии и Кипре, где более адекватный климат для этих птиц. Выпускаются сборники статей научных конференций по страусоводству (Horbanczuk, 2002). В странах Европы, США, Мексике,

Канаде поголовье страусов на фермах трудно подсчитать, поскольку очевидно, что число таких ферм измеряется десятками тысяч. Так, только в Италии 1425 хозяйств содержат африканских страусов. Показательно, что наибольшее число ферм составляют хозяйства с небольшим поголовьем этих птиц – 10-50 страусов. Доля крупных ферм с поголовьем около 500 особей и выше из общего числа составляет лишь 1,0-1,5 %. В США, по оценкам экспертов, общее поголовье страусов в 1995 году оценивалось в 350-500 тысяч.

Интересно, что африканский страус показал высокие адаптационные способности к достаточно низкой температуре воздуха. Возможность выдерживать температуру воздуха в зимнее время -15-20°C и ниже обусловила распространение его в странах Северной Европы и в Канаде. Это, в частности, исключительно важно для успешного развития страусоводства в России (Орлова, 1999). В то же время, для ферм в северных широтах все-таки необходимо строить зимние помещения, что удорожает продукцию. В южных широтах на фермах ограничиваются строительством вольер и вольерных комплексов, поэтому там для страусоводства несомненные преимущества.

Ниже приводим данные из статей профессора Куликова Л.В. (1995, 1997, 1998, 2000, и др.) о развитии страусоводства в России. Так, в 1998 году в 12 км от Москвы в районе Мытищ г-ном В.И. Туревичем была основана ферма «Лэмэк» по разведению африканского страуса, которая является наиболее значительной в Подмосковье и в России. На ферме имеется от 200 до 300 страусов разного возраста. Первая партия страусов была завезена из Израиля, затем стадо пополнилось птицами, выведенными из яиц, завезенных с Кипра. Впоследствии молодняк поставлялся из Бельгии с фермы «Тер Лакен»

Ферма «Лэмэк» играет большую роль, как распространитель африканских страусов по территории России. Импортируя суточных страусят, ферма подрашивает их до возраста 3-х месяцев, и затем продает в другие хозяйства разных регионов страны. Было основано более 30 новых ферм в областях и городах: Владимир, Старый Оскол, Брянск, Тольятти, Челябинск, Кисловодск, Анапа, Ростов, Вологда, Волгоград, Воронеж, Курск. Самая северная точка, где в России расположена ферма по разведению страусов, – Сургут в Тюменской области (62° северной широты). Самая восточная точка – остров Сахалин.

В 15 км от Москвы в черте г. Балашиха – в зверосовхозе «Салтыковский» также с 1998 года развивается ферма страусов южноафриканского подвида (черношейных). В основном, страусы были завезены из Финляндии от фермера Туролльфа (город Васа). В настоящее время поголовье страусов разного возраста на ферме составляет около 50 особей. Имеется несколько групп страусов репродуктивного возраста. Получены первые в России данные, позволяющие сделать заключение о закономерностях яйцекладки, накапливается опыт технологии искусственной инкубации. Фундаментальные бревенчатые помещения и технология содержания страусов в зверосовхозе «Салтыковский» могут рассматриваться как пример для российских условий.

В Серпуховском районе Московской области создана страусоводческая ферма «Русский страус». Африканские страусы содержатся в опытном хозяйстве Северокавказского НИИ животноводства. Климат здесь в наибольшей степени соответствует экологическим требованиям этого вида бескилевых птиц.

В Волгоградской области в ЗАО «Краснодонское» содержится около 200 австралийских эму. Эму значительно реже, чем страусы содержатся на фермах, лишь в самой Австралии, да в ограниченном числе стран существует ряд ферм специализирующихся

на разведении эму (Де Челлис, устное сообщение). Эму более чем страусы холодоустойчивы, поскольку лучше оперены, поэтому могут быстрее адаптироваться к нашим условиям, однако продукция от них менее ценна.

В Белгородской области на птицефабрике «ПКП Казацкое» имеется несколько африканских страусов, завезенных из Молдавии.

Одновременно возникали и возникают страусоводческие фермы в бывших советских республиках (странах СНГ). Так, в Молдавии функционирует страусоводческая фирма «Анатеко» с головным офисом и фермой в Германии. На Украине в поселке Березань Баришевского района Киевской области – в птицеводческом хозяйстве содержится некоторое количество страусов, имеется также ферма и под Днепропетровском. Страусоводческие хозяйства созданы в Грузии, Литве, Туркмении, Казахстане.

По предварительным данным общее количество африканских страусов и эму на фермах России в 2001 году составляло порядка 1000-1200 особей, в республиках СНГ совокупно не более 800.

Большую роль в популяризации страусоводства в России сыграли публикации в журнале «Птицеводство». Так, статья Л.В.Куликова: «Супер-птица будущего», освещающая опыт зарубежного разведения страусов, была опубликована в 1995 году. Россия оказалась в числе последних стран, вставших на этот путь, но интерес к страусоводству уже появился. В настоящее время мы находимся на начальном этапе этого процесса. Очевидно, что процесс расширения сети страусоводческих хозяйств будет достаточно длительным. Вполне вероятно, он потребует не один десяток лет.

Технология содержания страусов, особенно инкубации и выращивания молодняка весьма специфична. Издание специальных пособий, статей, консультации в настоящее время имеют важное значение для успешного ведения этой отрасли в фермерских хозяйствах. В журнале «Птицеводство» издана серия статей, вышла в свет книга Туревича В.И. (2000): «Страусоводство – история, теория и практика» под научной редакцией профессора Л.В. Куликова. Имеются все основания считать, что начавшийся процесс развития страусоводческой отрасли в нашей стране приведет к тому, что она займет свое достойное место среди других отраслей животноводства.

Зоопарки России и стран СНГ уже сейчас могут использовать страусов для своих коллекций, приобретая их на отечественных фермах. К сожалению, сельскохозяйственные страусы чаще разводятся без четкого ограничения межподвидовой гибридизации и не имеют большой биологической ценности. Однако для экспозиции в зоопарках, особенно смешанной, зоогеографической, их вполне можно использовать. Они хорошо уживаются и смотрятся вместе с африканскими копытными – зебрами, антилопами, жирафами, буйволами и носорогами. При формировании таких коллекций надо обращать внимание на поведенческую совместимость животных. Выявлять агрессивных и опасных для страусов копытных, отделяя их заранее, до случаев травматизма. В смешанных экспозициях содержатся эму и нанду. Здесь желательны также соблюдать зоогеографический подход при их формировании.

В последние годы значительно расширилась география содержания бескилевых в России и на территории СНГ. Помимо крупных зоопарков, теперь, нередко страусообразных можно встретить и в небольших зоопарках, таких городов как – Пенза, Ставрополь, Семипалатинск, Иваново, Нальчик, Краснодар и, даже, в зооуголках. Содержание и разведение различных видов бескилевых птиц в отечественных зоопарках должно стать важным направлением развития зоокультуры. Что касается редких видов, таких как казуары, отметим следующее. В коллекциях подолгу содержатся одиночные птицы.

Например, более десяти лет в Киевском зоопарке содержится самец, а в Новосибирском – самка шлемоносного казуара. Другой пример, в течение нескольких лет – в Таллинском зоопарке – самец, а в Рижском – одна самка. Нужна более тесная кооперация между разными зоопарками по формированию размножающихся пар бескилевых. Разведение редких видов страусообразных достаточно престижно и вносит существенный вклад в сохранение генофонда планеты. Несомненно, зоопарки должны стремиться содержать представителей чистых природных подвидов. Это относится и к пока еще обычным видам – страусам, эму и нанду.

Комплекс научных исследований в этом направлении поможет получить технологию этого процесса в условиях умеренных и высоких широт палеарктики, что важно как для развития зоопарковского дела, так и отечественного страусоводства, в целом.

### Список литературы

- Бевольская М.В. 1989. **Акселерация развития страусов при их доместикации в условиях полувольного содержания**. «Проблемы доместикации животных». М.: ИЭМЭЖ, с. 188-192.
- Болдина И.С. 1999. **Поведение эму (*Dromaius novaehollandiae*) в период размножения в Пермском зоопарке**. Научные исследования в зоологических парках. Вып. 11. М.: Моск. зоолог. парк, с. 3-4.
- Карташев Н.Н. 1974. **Систематика птиц**. Учеб. пособие для ун-тов. М.: Высшая школа, 362 с.
- Коблик Е.А. 2000. **Разнообразие птиц**. (По материалам экспозиции Зоологического музея МГУ). Часть 1. М.: МГУ, с.41-57.
- Куликов Л.В. 1995. **Суперптица будущего**. Птицеводство. № 5, с. 40-41.
- Куликов Л.В. 1997. **Страусы на снегу**. Птицеводство. № 1, с. 38-40.
- Куликов Л.В. 1998. **Разведение страусов – прибыльное дело**. Птицеводство. № 4, с. 40-41.
- Куликов Л.В. 2000. **Инкубация яиц страусов**. Птицеводство. № 1.
- Орлова Т.Т. 1999. **Страусы и перепела в Прибайкалье**. Технологии XXI века. Иркутск: ИП «Макаров», 72 с.
- Рожков Г. 1997. **Страусята эму**. Зоохобби. Журнал для любителей животных. Алматы, февраль, рекламный вып. С. 4-6.
- Туревич В.И. 2000. **Страусоводство. История, теория, практика**. М.:Колос, 220 с.
- Спицин В.В. (ред.) 2002. Информационный сборник Евроазиатской региональной ассоциации зоопарков и аквариумов. Вы. 21. М.: Московский зоопарк.
- Horbanczuk J. O., Editor. 2002. **Proceedings of World Ostrich Congress**. Warsaw, Poland, 306 с.
- Shanawany Magdy M. 1996. J. World Poultry, v. 12, n. 8

### Summary

**V.V. Spitsin, V.A. Ostapenko, T.A. Vershinina. On perspective of ratite management in Russia.** Contemporary ratite systematics. Ratite management in Russia and abroad. Dynamics of species composition at zoos; commercial ostrich-farms in the world and in Russia. It is recommended that staff of the zoos should cooperate when managing rare species of ratites, pure blood species of ostriches, emus and rheas. Arranging zoogeographic expositions is discussed.

## ЗООВЕТЕРИНАРНЫЕ АСПЕКТЫ РАЗВЕДЕНИЯ ПТИЦ В ЗООПАРКАХ И ПИТОМНИКАХ

**О. С. Габузов**

Московская государственная академия ветеринарной медицины  
и биотехнологии им. К.И. Скрябина /МГАВМиБ/

В коллекциях зоопарков птицы занимают одно из ведущих мест, как по численности, так и по разнообразию видов. Многие из них подолгу живут, а некоторые регулярно размножаются. Что требуется для успешного содержания и разведения птиц в условиях зоопарков? Безусловно, прежде всего, знание их биологии. Вторым, не менее важным вопросом – владение принципами и методами зоотехнии и ветеринарии.

Известно, что зоотехния стоит на 3 китах: содержание, кормление и разведение, которые должны обеспечить оптимальные зоогигиенические условия.

Содержание птиц происходит главным образом в огороженных пространствах: клетках или вольерах. Они бывают разных размеров и разных конструкций. Для открытого содержания часто используются пруды и водоемы – главным образом для водоплавающих, но при этом обычно используют для экспозиции купированных птиц (ампутированы фаланги одного из крыльев). В зимнее время для них устраивают незамерзающую полынью, но теплолюбивых птиц приходится отлавливать и зимой содержать в закрытых, отапливаемых помещениях. Нередко к купированию крыльев приходится прибегать при экспозициях в загонах (не прикрытые сверху вольеры).

В зоопарках практикуют содержание лётных экземпляров водоплавающих птиц, адаптированных к условиям зоопарка, которые, нередко, разлетаются по городским и пригородным водоемам, в холодное время года концентрируясь в зоопарке (кряквы, огари), либо улетаая на дальние зимовки, а весной возвращаясь на пруды зоопарка (гоголи).

Важными условиями для содержания птиц в зоопарках являются температура, влажность воздуха, освещенность, воздухообмен (особенно при содержании в закрытых помещениях), а также плотность посадки, особенно при совместном содержании разных видов. Крупные виды птиц зачастую мешают более мелким доступу к кормушкам, гнездам, нормальному процессу насиживания, выращивания птенцов. Так в Московском зоопарке добились размножения краснозобых казарок, когда их изолировали от контакта с другими водоплавающими птицами, содержащимися на общем водоеме, путем выгородки части пруда с берегом. Вообще же совместное содержание разных видов часто приводит к тому, что они не размножаются. Поэтому при «экосистемных» экспозициях следует очень внимательно следить за совместимостью группы птиц даже одного и того же или близких видов. Так, 4 пары журавлей, помещенных в очень большую вольеру, не размножались и между ними происходили постоянные стычки. Когда же на следующую весну эту вольеру разделили на 4 части, то каждая пара сделала кладку, и насиживала ее. Очевидно, физическая недоступность тактильных контактов между парами способствовала имитации границ индивидуальных территорий.

Площадь вольер имеет важное значение для жизни птиц. В Дарвинском заповеднике глухарей содержали в больших по размеру вольерах: 10 x 40 м. При испуге и взлете эти крупные птицы часто разбивались о сетчатое ограждение (набирая скорость, они

не видели сетку и разбивались об нее). Не устраняла летальных последствий и свободно подвешенная дель внутри вольер (наподобие занавесей, прикрепленных только к верху вольер). В Березинском заповеднике в вольерах 3 x 5 м, подобных случаев не наблюдалось, а, кроме того, пойманные на воле глухари быстрее адаптировались в вольерных условиях содержания, становились более ручными. В этом же заповеднике глухарей успешно содержали в шатровых клетках на сетчатых полах. Каждая секция клетки собиралась из 3-х деревянных рам, на которую натягивали металлическую сетку. Одна рама служила полом клетки, а две боковые – ее стенками (в сечении получался равнобедренный треугольник). 3 таких треугольника, составленные вместе, образовывали клетку, приподнятую над почвой на 70 см. Торцовые части такой шатровой клетки, в которую сажали 1 самца и 2-3 самок, закрывали треугольным же щитом из рамы с металлической сеткой с одной из сторон, а с другой устанавливали треугольный домик – укрытие из фанеры (металла) с лазами, покрытый непрозрачным материалом (фанерой, металлом, толем). Кормушки и поилки размещали вдоль боковых стенок клетки, доступ птиц к которым осуществлялся через специальные прорезы в сетке. В таких шатровых клетках глухари успешно размножались, снося до 22 яиц за сезон.

Содержание птиц на сетчатых полах обеспечивает лучшие зооигиенические условия, предохраняет птиц от многих заболеваний, связанных с контактами с почвой. В больших вольерах, в которых много декоративных (антуражных) устройств, соблюдать зооигиенические условия очень трудно. В аналогичных шатровых клетках в зоопитомнике ЦНИЛ успешно содержали серых куропаток, кекликов, фазанов, тетеревов, глухарей, рябчиков.

Кормление птиц не менее важно, а быть может и важнее, чем условия их содержания. В большинстве случаев стремятся кормить птиц, копируя естественное питание. Однако это не всегда реально и возможно. Естественное питание птиц имеет видовую, возрастную и сезонную специфику, обеспечить которую в условиях зоопарка и питомника достаточно проблематично. В то же время кормление птиц должно обеспечить поступление в организм всего комплекса питательных веществ. В зоотехнии достаточно хорошо изучены потребности организма в кормлении сельскохозяйственных птиц, по основным компонентам: обменной энергии, сырому протеину и его аминокислотному составу, безазотистым экстрактивным веществам (БЭВ), включающим сахара, крахмал, клетчатку, жирам (собственно жиры, фосфиды, стеарины, воск), минеральным веществам, включая и микроэлементы и витамины.

В разные сезоны, в зависимости от физиологического состояния птиц и возраста, потребности в составе и соотношении компонентов кормов меняются. На основании специальных исследований в мировой практике кормления сельскохозяйственных птиц разработаны полнорационные корма для разных сезонов года и разных возрастных групп. Эти корма обычно скармливаются в виде гранул. Для большинства видов диких птиц подобные полнорационные комбикорма еще не разработаны. Птицам обычно скармливают смеси разных кормов, предоставляя возможность выбора. В рационы птиц зоопарков вводятся и скоропортящиеся корма: крутосваренное куриное яйцо, творог, простокваша (особенно для молодняка), мясо, рыба, источники протеина животного происхождения, которым свойственно закисание и быстрая порча. Сбалансированные рационы разработаны для журавлей и некоторых других видов диких птиц. Разработка сбалансированных рационов (в видегранулированных комбикормов) для большинства же видов диких птиц – одна из задач зоопарков и питомников.

Разведение птиц – показатель хороших условий содержания и кормления. Успешность разведения кроме того зависит от степени адаптации особей к условиям неволи.

Дикие (отловленные на воле) особи в течение нескольких сезонов вообще могут не размножаться. Для ускорения адаптации таких особей к искусственным условиям содержания и кормления используются разные приемы, среди которых тесные и регулярные контакты с человеком. Применяются методы с использованием менторов (особей того же или близкого вида, но уже адаптированных к условиям неволи).

Нередко в зоопарках и питомниках удается значительно увеличивать количество откладываемых яиц за сезон размножения, но при этом необходимо регулярно в течение яйцекладки изымать отложенные яйца, не доводя до полной кладки и начала насиживания. От многих видов уток, серых куропаток, фазанов таким образом возможно получить до 45 и более яиц, от канадских казарок, гусей и журавлей получать по 2 полноценные кладки.

Важным моментом (особенно при изъятии части или полной кладки) является искусственная инкубация яиц, для чего используют разные инкубаторы конвекционного или локального обогрева. Современные инкубаторы, используемые в птицеводстве, создают в камере равномерную температуру и влажность (конвекционного типа). Для многих видов диких птиц такой режим вполне приемлем. Но не всем этот "куриный" режим инкубации оказывается достаточным. Кайры, откладывающие свои яйца на холодный субстрат, не выводятся при равномерном обогреве яйца сверху и снизу. А.С. Китайский при обогреве яйца сверху и охлаждением его снизу добился высоких показателей выводимости из яиц кайр, собранных в природе. Работами по конструированию инкубаторов с неравномерным обогревом яиц глухарей и перепелов занимался С.П. Кирпичев. Для успешной инкубации яиц страусов необходимо уменьшать влажность в инкубаторах. Совершенствовать режимы инкубации и конструкции самих инкубаторов – важные задачи зоопарков и питомников.

Выведенных в инкубаторах птенцов, как правило, приходится выкармливать без помощи взрослых птиц. А это накладывает дополнительные сложности в процессах содержания и кормления, которые также нуждаются в совершенствовании. Перспективным и актуальным направлением исследований в области разведения диких птиц, является разработка методов искусственного осеменения (см. в этом сборнике) и криоконсервации спермы диких птиц.

Зооветеринарное обеспечение при содержании, кормлении и разведении птиц в зоопарках и питомниках нуждается, прежде всего, в соблюдении зоотехнических требований. Специальные исследования должны проводиться по диагностике, лечению и профилактике заболеваний птиц. Многие меры, разработанные для сельскохозяйственных птиц, оказываются малоэффективными или даже неприемлемыми для диких птиц.

Таким образом, все зооветеринарные разделы работ в зоопарках и питомниках нуждаются в совершенствовании, что обеспечит разработку технологий разведения диких птиц в искусственных, человеком созданных условиях. Это необходимо для пополнения коллекций зоопарков и выращивания достаточного количества молодняка с целью реинтродукции в природную среду при поддержании многочисленных, восстановлении утраченных или создании новых популяций.

## Summary

**O.S. Gabuzov.** *Zoological and veterinary aspects of managing birds at zoos and breeding centres.* Regulations for keeping, feeding, and breeding wild species of birds at zoos and breeding centres are given. Zootec requirements should be followed, investigation on diagnostics, treatment, and preventive inspection for diseases in birds carried out.

## НЕКОТОРЫЕ ЗАМЕЧАНИЯ О СОВМЕЩЕНИИ ЖИВЫХ РАСТЕНИЙ С ПТИЦАМИ

**Е.В. Мимонов**  
Московский зоопарк

Живые растения высаживаются в помещения с живыми птицами с разными целями, но при всем многообразии частных случаев можно выделить два основных случая.

*Первый случай* – когда главная цель присутствия живых растений в вольерах с птицами – декоративная. Как правило, такие вольеры витринного типа, с застеклением значительной части стенок, что позволяет максимально улучшить обзор вольера. Микроклимат внутри такого вольера индивидуален, независимо от размеров и объема, будь то небольшая декоративная оранжерея или огромный «Тропический Дом». Соответственно, различия между большим и малым вольером будут главным образом количественными, а не качественными, и основной набор требований будет одинаков. Разница в том, что в большой вольер можно поместить большее число птиц и растений, и размеры и тех и других могут колебаться в больших пределах, особенно в сторону увеличения. Большой Зимний Сад позволяет разместить в нем огромную монстеру, для небольшой витрины монстеру придется подбирать уже других габаритов и скорее всего другого вида.

При совместном содержании с живыми птицами растения оказываются в худшем положении, поэтому для обеспечения более-менее нормальной их жизнедеятельности необходимо выполнять ряд правил, которые мы и приводим ниже.

По возможности, условия содержания растений должны быть приближены к оптимальным, также как при содержании их отдельно от птиц. Должен соблюдаться требуемый световой, влажностный и температурный режимы. Если растение светолюбиво, оно должно получать достаточное количество света, а менее светолюбивые растения располагаются на других ярусах, на ином удалении от источника света. Если растение требует повышенной влажности воздуха, то ее границы должны быть определены. Если растение требует хорошей вентиляции, то её следует обеспечить, и т.д. Необходимо помнить, что избыток тепла растения переносят хуже, чем его недостаток.

Соседство с живыми птицами накладывает ещё и дополнительные требования. Необходимо, насколько это возможно, защитить растения от избытка органики, обильно выделяемой птицами в виде помета. Постараться так произвести подбор видов птиц, чтобы те не наносили растениям целенаправленных механических повреждений. К сожалению, часто склонность тех или иных конкретных видов или, даже, особей птиц можно выявить лишь путём опыта. В самых крайних случаях, когда заменить птиц-разрушителей нельзя, а от живых растений отказываться по каким-либо причинам не хочется, можно отделить их друг от друга стеклянной стенкой, например, на манер диафрагмы.

В большинстве случаев застеклённые декоративные вольеры имитируют уголок тропического леса с тёплым и влажным климатом. Возможности подбора растений для такой экспозиции достаточно широки. Выбор зависит от соответствия желания и возможностей. Можно остановить его на проверенных в содержании и недорогих растениях

из категории «неубиваемых», к каковым относятся сциндапсусы, сингониумы, хлорофитумы, некоторые бильбергии и филлодендроны, а можно одних орхидей посадить десятки. В любом случае в декоративной витрине упор должен делаться на листовенно-декоративные растения. Цветущие растения, особенно с броскими цветами, усиливают зрелищный эффект, но чтобы добиться цветения, требуется значительно большее приложение усилий, кроме того, риск быть повреждёнными птицами у цветущих растений (даже на стадии бутонизации) выше. Можно рекомендовать добиваться зацветания нужных растений в отдельном специальном помещении, помещать их в декоративную вольеру с птицами уже в цвету и убирать оттуда после того, как цветение прекратится. Особенно это применимо к тем случаям, когда без цветов растение выглядит более чем скромным или когда в вольере с птицами не удаётся создать условий, необходимых для зацветания. Из числа цветущих растений обычно предпочтение отдаётся фаленопсисам, многие сорта которых декоративны даже без цветов, а в состоянии цветения могут пребывать несколько месяцев. Эпифиты и полуэпифиты более предпочтительны не только потому, что большинство листовенно-декоративных растений именно из этой категории, но и в плане чисто практического удобства – они требуют минимум субстрата, многим вообще не нужны горшки с землёй. Растения закрепляются в декоративных корзинках, на естественных или искусственных коряжках, кусках коры или пробки. Те растения, которые предпочитают кислую среду, очень хорошо селить на старых осоковых кочках. При использовании всех перечисленных средств растение, в случае необходимости, легко переместить с места на место внутри вольера. Грунтовые растения нижнего яруса, такие, как калатеи или калладиумы, в случае невозможности переместить их за пределы зоны загрязнения птицами, приходится защищать от загрязнения субстрата излишней органикой самыми разными способами, основной принцип которых – закрыть поверхность субстрата. Простейший вариант – закрыть эту поверхность сфагнумом и постоянно заменять его по мере загрязнения. В реальных условиях далеко не всегда растение находится в вольере с птицами постоянно, в течение всей своей жизни, посаженное туда раз и навсегда. Весьма целесообразно помещать туда растения на время, на замену других растений, которые, извлечённые из вольера с птицами, будут помещаться в помещения без птиц, с набором необходимых условий, образно говоря – на реанимацию. Такие периодические замены всегда позволяют иметь набор растений в хорошем физиологическом и декоративном состоянии. Насколько необходимы такие замены, как часто они будут проводиться – зависит от того, насколько удачно осуществлён подбор видов и количество птиц и растений на данный объём, насколько правильно размещены поилки, кормушки, присады и насколько обеспечивается хороший уход.

*Другой случай* – когда растения высаживаются в чисто утилитарных целях, таких, как создание естественных укрытий для гнездования, или обеспечение птиц специфическими кормами. В этом случае речь идёт, главным образом, о летних вольерах, куда птицы помещаются на тёплый сезон с целью укрепления здоровья и размножения. В наиболее простом варианте такой вольер представляет собой огородную теплицу, в которой часть стёкол заменяется рамами с сеткой. Современные теплицы, у которых каждое стекло находится в отдельном пазу, позволяют комбинировать соотношение числа стёкол и сеток в самых различных сочетаниях. Чаще теплицей накрывается участок с естественной почвой, что облегчает засаживание растениями. Растения высаживаются

так, чтобы пространство внутри вольера разбивалось на зоны, и укрытия чередовались со свободными участками. Большинство высаживаемых растений должно обеспечивать обе функции – и создание укрытий, и обеспечение сезонными кормами, создание специфической кормовой базы, отсутствующей в зимнее время. Все эти растения можно разделить на три основные группы: ягодные кустарники, злаки и нектароносы. Из первых предпочтительнее малина и смородина вследствие быстрого роста и обильного плодоношения. Их плоды – лакомый корм для птиц из разнообразных групп, в том числе и экзотических. Злаки культурные и дикие высеваются для зерноядных птиц – различных попугаев, астрильдовых, ткачиковых, вдовушек и других. Семена растущих в вольере злаков выедаются обычно на стадии восковой спелости, до опадения на землю. Также, ещё до созревания, мелкие попугаи охотно выклёвывают семена конского щавеля. Такие охотно поедаемые птицами растения, как мокричник и горец птичий (птичья гречишка), вырастают в теплицах самостоятельно в качестве сорняков и даже не нуждаются в специальном посеве. Нектароносы позволяют привлечь внутрь вольера летающих насекомых-нектарофагов и охотящихся на них пауков. Такие растения очень желательны в вольерах с птицами, значительную часть рациона которых составляют насекомые. Некоторые зерноядные птицы в летнее время также в значительной мере переходят на мелкие животные корма, особенно при выкармливании птенцов. Ассортимент растений-нектароносов достаточно широк и в каждой конкретной ситуации подбирается индивидуально, но в любом случае предпочтительнее растения с долгим сроком цветения и не требующие специального ухода.

### Summary

***E.V. Mimonov.*** **Some remarks on compatibility of live plants and birds.** Regulations to select and keep plants for expositional groups of birds are given. Two types of plant associations are discussed: decorative and utilitarian (as cover and additional food supply).

## ВЛИЯНИЕ КЛИМАТА НА ПТИЦ РАЗЛИЧНЫХ ТАКСОНОВ ПРИ ИХ СОДЕРЖАНИИ В УСЛОВИЯХ ЗООПАРКА

**В.А. Остапенко**  
Московский зоопарк

Цель настоящего сообщения – анализ роли климатических факторов среды при формировании орнитологических коллекций в зоопарках. Особое значение эта проблема имеет в период организации или реконструкции зоологических парков, у которых остро стоит вопрос составления видовых списков птиц. При желании администрации иметь крупную коллекцию птиц, нередко она сталкивается с недостатком закрытых павильонов и зимних помещений вообще.

Представители класса птиц (*Aves*) распространены во всех географических зонах и на всех материках и океанических островах. В связи со способностью к полету, они преодолевают географические барьеры, которые непреодолимы для нелетающих животных. Приспособления птиц к изменяющимся температурным условиям среды очень высоки. Так, отдельные виды встречаются в непосредственной близости к Северному полюсу и в Антарктиде, в горах на высоте более 6000 м над уровнем моря. Есть виды птиц, обитающие в экстремально сухом климате пустынь с большими колебаниями суточных температур и влажности воздуха. В период сезонных миграций некоторых птиц регистрировали на высоте 10 тысяч метров. Но, в то же время, многие виды птиц являются оседлыми, и придерживаются определенных биотопов, не встречаясь за их пределами. В связи с этим возникает прерванный ареал или мозаичное (островное) распространение видов или популяций (например, горных птиц). Конкретные популяции адаптированы к определенным условиям среды и норма реакции каждого вида птиц имеет четкие границы. У мигрантов в периоды подготовки к перелетам происходят перестройки энергетики как экологические адаптации к изменениям климата (Гаврилов, 1995 а).

Но прежде, чем перейти к питомцам зоопарков, рассмотрим факты географического распределения домашних птиц, как важнейшего компонента зоокультуры. Здесь явно прослеживается зависимость распространения диких предковых популяций одомашненных видов и наиболее массовое содержание их пород в сходных по климату регионах Земли. Так, например, домашних уток, имеющих предками крякву (*Anas platyrhynchos*) в основном разводят в умеренных и высоких широтах, а имеющих предком мускусную утку (*Cairina moschata*) – в тропико-экваториальном поясе (Остапенко, 2002). У крякв, как перелетных и более устойчивых к холоду, хорошо и быстро развивается подкожный слой жировой клетчатки, чего нет у «индоуток». Эта морфофизиологическая адаптация и препятствует широкому распространению потомков кряквы в тропическую зону, а мускусным уткам – на север. Человек, однако, научился избегать таких барьеров, устраивая птицам южного происхождения утепленные помещения с дополнительной электроподсветкой, а в тропических странах птицам северного происхождения – закрытые помещения с охлаждающими воздух системами.

Помимо древних адаптаций, полученных предками домашних птиц в природе, огромное значение имеют морфофизиологические адаптации отдельных аборигенных пород, выработанные за сравнительно небольшой период их существования в конкретных

регионах. Так, известны тропические породы кур с неоперенной шеей и голенью лап, в том числе и бойцовые, и, в то же время, имеются крупные породы северных кур с богатым оперением – юрловские голосистые, орловские и прочие. Это указывает на значительные адаптивные возможности птиц, выявляемые селекцией. Не надо забывать, что предок домашних кур – банкивская курица, эта небольшая фазановая птица – житель южно-азиатских тропических лесов, а одомашненные ее потомки живут уже несколько столетий в средней полосе Евразии, зимую, порой, в неотопливаемых помещениях при низких температурах воздуха.

Представители класса птиц – гомойотермных животных, обладают высокой степенью обмена веществ – метаболизма. Как показали экспериментальные исследования, уровень метаболизма выше у мелких птиц. Но последние данные указывают на принципиальную разницу уровня потенциальной энергии воробьиных и неворобьиных птиц. У первых она почти вдвое выше, что позволяет им переносить более низкие температуры.

Экологическая стратегия сохранения энергетического баланса птиц направлена на компенсацию затрат энергии, используемую на жизнедеятельность, проходящую на фоне влияния факторов среды. Два фактора оказывают наибольшее влияние на величину затрат при *поддержании энергетического баланса*: температура среды и продолжительность светлой части суток (фотопериод). Компенсация разницы между температурами тела и среды определяет расходы организма птиц на наиболее энергоемкие процессы (теплопродукция), а продолжительность дня устанавливает свои ограничения на получение энергии с пищей. Птицы, у которых больше масса тела, выдерживают и большее энергетическое напряжение, чем мелкие. Продолжительность светового дня как ограничивающий фактор среды играет роль в зимнем распространении многих воробьиных птиц. Отдельные популяции или часть популяций синиц, вьюрковых и овсянковых откочевывают в южные места обитания с более длинным светлым периодом суток. Часть птиц, не кочуя, продлевает активное время за счет кормодобывания в сумерках.

Исключительно важны такие морфологические адаптации как густота и плотность оперения, то есть показатели, которые у птиц северных популяций значительно выше, чем у южных. Подкожный слой жира также имеет огромное значение как при миграционных перелетах через чуждые ландшафты, так и во время зимовок. Птицы обладают способностью изменять свои теплоизолирующие свойства в широких пределах, что достигается изменением притока крови к коже, изменением положения перьев (прижимание или распушение), а также изменением теплоизолирующих свойств собственного оперения (Гаврилов, 1995 б).

Подходя к вопросу о формировании коллекции зоопарка в каждой конкретной природно-климатической зоне, необходимо учитывать целый ряд особенностей. Таких, как степень сходства показателей температурного режима, влажность воздуха, сезонность климата, скорость изменения и параметры светового дня и прочие. Особенно это важно для птиц, содержащихся круглый год в открытых вольерах, поскольку в закрытых помещениях вполне можно создать благоприятный искусственный климат для пернатых любых таксонов (пингвинов, колибри, райских птиц, дальних мигрантов – куликов и прочих). Но любой таксон неоднороден по степени приспособляемости к температурному режиму. Так, среди попугаев, например, есть виды, легко переносящие зимние холода

средней полосы России. Это не только горные несторы Новой Зеландии, но и кореллы, певчие, волнистые, ожереловые и патагонские попугаи, а среди тропических представителей воскоклювых ткачиков отрицательные температуры переносят некоторые попугайные амадины и тигровые астрильды. Надо сказать, что птицы, обитающие в горах и пустынях (даже в тропической зоне), наиболее адаптированы к резкой смене температуры воздуха. В пустынях Аравийского полуострова, например, в дневное время летом (в течение пяти месяцев в году) температура воздуха в тени ежедневно достигает 45°C, а почва прогревается до 60-70°C. Ночью же температура воздуха падает до 10-15°C. Условия содержания птиц в данной местности можно назвать экстремальными. Исследования, проведенные на домашних птицах (Найденский и др., 1995) показывают, что температура среды со значениями выше 30°C уже может вызвать тепловой стресс. Наш опыт работы в Королевстве Саудовская Аравия показал возможность реальной защиты птиц от действия экстремальных климатических факторов среды в условиях зоопарка. Это защита их от прямых солнечных лучей (затенение части вольера), понижение температуры воздуха в открытых вольерах, путем мелкокапельного распыления воды в самые жаркие часы дня. В таких условиях выживают и некоторые виды, не являющиеся тропическими. Распыление воды мы использовали также для мелких обезьян и некоторых рептилий.

У птиц, обладающих сложной высшей нервной деятельностью легко вырабатываются поведенческие приспособления к избеганию неблагоприятных климатических условий: они прячутся в тень, садятся на ветки, не касаясь горячей поверхности земли, часто купаются и т.д. В высоких широтах зимой, где разница температуры тела (40-43°C) птицы и среды может достигать 70-80°, поведенческие адаптации играют также немаловажную роль. Птицы используют различные укрытия ночью – дупла, зарываются в глубокий снег, прячутся с подветренной стороны ствола, в густых ветвях, траве (Гаврилов, 1991; и др.). Все это нужно учитывать при строительстве и оборудовании помещений для содержания птиц. То есть дать возможность птицам применить весь комплекс их адаптаций (биохимических, морфофизиологических поведенческих).

Наши исследования (Остапенко, Сахар Исмаил, 1997) о влиянии климата на заболеваемость пневмонией животных разных таксонов Ряздского зоопарка показали, в частности, следующее:

- у взрослых животных корреляция заболеваемости и климатического режима значительно выше, чем у молодых;
- у теплокровных животных более выражена зависимость заболеваемости пневмонией от климатических условий, чем у рептилий;
- у птиц подъем заболеваемости приходится на период с января по март, а у млекопитающих – с октября по январь;
- среди птиц более всего подвержены заболеваемости пневмонией попугаи, а среди млекопитающих копытные и приматы.

Интересно, что у птиц в зоопарках разных климатических зон отчетливо виден так называемый весенний падеж, когда их энергетические резервы после зимовки истощаются и перестройка желез внутренней секреции с периода покоя на период размножения, требующая больших затрат сил становится невозможной. Примерно то же наблюдается и в Московском зоопарке. Наиболее страдают птицы в периоды их пересадки из

зимнего помещения в летнее и обратно. Стрессовая ситуация, продолжаясь в новом помещении, не дает возможности восполнить энергетические запасы – птицы отказываются от корма. Мелкие воробьиные гибнут в течение первых двух-трех дней, а крупные виды теряют массу тела и долго «приходят в себя» прежде, чем проявятся элементы их нормального поведения. Возникает ситуация, сходная с путями адаптаций свежепойманных в природе птиц к клеткам и вольерам.

Таким образом, при формировании видового состава коллекции птиц зоопарка следует учитывать:

- возможности содержания вида в открытых вольерах в течение всего года;
- необходимость устройства укрытий от осадков и ветра, специальных жердей-присад и прочих биотехнических мероприятий;
- возможность устройства помещений таким образом, чтобы птицы сами могли перемещаться из зимнего помещения в летнее и обратно, а если это невозможно, то отлов производить щадящими методами, например, заманиванием на корма в ловушки ящичного типа, служащие одновременно и для транспортировки птиц;
- возможность продления светового дня путем увеличения времени искусственного освещения в зимнем помещении (однако так, чтобы не вызвать преждевременного размножения или линьки оперения);
- так организовать профилактические мероприятия, чтобы в наиболее критические периоды жизни птиц можно было проводить квалифицированную витаминотерапию, дачу минеральных подкормок, а при необходимости, и медикаментозное вмешательство.

Теперь рассмотрим отдельные таксоны птиц, применительно к зоопаркам средней полосы, то есть умеренного климата. Изучая конкретный таксон (семейство, отряд) надо помнить, что эколого-физиологические приспособления внутри него могут существенно различаться. Так, в тропическом семействе иволг (*Oriolidae*) лишь два вида достигают в своем естественном распространении умеренно-климатического пояса – широколиственных и смешанных лесов Европы и Восточной Азии, лишь один вид личинкоедов обитает в пределах Российского Дальнего Востока, 2 вида белоглазок, 1-2 вида бюльбюлей, 1 вид райских мухоловок и пр. А ведь все перечисленные таксоны птиц в подавляющей массе своих представителей относятся к тропическим. С другой стороны, все отечественные «экзоты» – настоящие мигранты, не испытывающие на себе зимних холодов. Температура воздуха, окружающая этих птиц в течение всего года колеблется в незначительных пределах. Таких пернатых не стоит содержать в открытых вольерах зимой, также как и других перелетных насекомоядных воробьиных (за небольшим исключением).

Насекомые энергетически более ценны, чем зерновой корм, а это нужно учитывать при содержании насекомоядных и птиц смешанного питания в открытых помещениях. С другой стороны, постоянное присутствие в клетках и вольерах избыточного количества доступных кормов помогает птицам преодолевать неблагоприятные условия среды. Еще Г.П.Дементьев (1940) и другие исследователи начала минувшего века указывали на наличие *изотерм* – ограничивающих зимнее распространение птиц в природе. Но в искусственных условиях такие границы могут быть легко смещены в северном

направлении для целого ряда морозостойких птиц – фазанов, дневных хищных птиц, сов, голубей, многих воробьиных – вороновых, дроздов, скворцов, вьюрковых, овсянковых, жаворонков, а также многих среднего и крупного размера водоплавающих птиц – уток, гусей, лебедей. Это достигается не только обильным кормлением, но и наличием укрытий от ветра и осадков, а для водных птиц – наличием открытой ото льда поверхности воды. Для того чтобы представить, какие виды птиц наиболее приспособлены к переживанию зимних условий в том или ином регионе России и сопредельных государств, достаточно просмотреть Систематический список позвоночных животных в зоологических коллекциях ЕАРАЗА (Спицин, 2002), раздел «Птицы». Наиболее массово представленные виды в коллекциях многих зоопарков и будут теми искомыми видами, для которых оптимальным является круглогодичное содержание на открытом воздухе. Опыт, полученный зоопарками по их содержанию, станет методическим подспорьем для вновь созданных зоопарков и питомников.

В этом сообщении я не призываю ограничиться, лишь, открыто содержащимися видами. Конечно, необходимо устраивать «Тропические дома» для птиц и других экзотических животных. Это привлекает публику, наконец, позволяет людям погреться в таких помещениях, особенно в морозные дни. Однако наиболее интересные результаты по разведению редких и ценных видов зоопарки средней полосы России могут добиться именно при содержании птиц и других животных на открытом воздухе. Здесь большие территории, где можно содержать и значительное поголовье птиц, что и определит стабильность в их разведении на многие годы. Особое внимание надо уделить отечественным видам птиц. Прекрасные примеры – дикуши и другие тетеревиные в Новосибирском зоопарке, коллекция пластинчатоклювых Московского зоопарка, хищные птицы Алматинского и других зоопарков ЕАРАЗА. Очень большое значение имеет то обстоятельство, что интересные для зоопарков виды содержатся во многих коллекциях одновременно. Это повышает устойчивость искусственной «популяции» птиц и обеспечивает их генетическое разнообразие.

## Список литературы

- В.М. Гаврилов. 1991. *Энергетический эффект закрытых ночевок у птиц*. Орнитология. Вып. 25, М.: МГУ, с.185.
- В.М. Гаврилов. 1995 а. *Сезонные миграции и перестройки энергетики у птиц как экологические адаптации к изменениям климата*. //Актуальные проблемы экологии и зоокультуры: Межвед. сб. науч. тр./ МГАВМиБ им. К.И.Скрябина, М., с. 146-155.
- В.М. Гаврилов. 1995 б. *Оперение птиц как термостатическая система*. Орнитология. Вып. 26, М.: МГУ, с. 204-206.
- Г.П. Дементьев. 1940. *Руководство по зоологии*. Т. 6. Позвоночные. Птицы. М.-Л.: «Академия наук СССР», 856 с.
- М.С. Найденский, А.С.Конторщиков, Н.И.Холодная. 1995. *О тепловом стрессе сельскохозяйственных птиц в странах Азии*. //Актуальные проблемы экологии и зоокультуры: Межвед. сб. науч. тр./ МГАВМиБ им. К.И.Скрябина, М., с. 138-140.

- В.А. Остапенко. 2002. **Из истории domestikации птиц.** //Научно-просветительная работа в зоопарках (метод. разработки). М.: ЕАРАЗА, Московский зоопарк, с. 124-135.
- В.А. Остапенко, Сахар Х. Исмаил. 1997. **Влияние климата на заболеваемость пневмонией животных зоопарка Эр-Рияда.** //Научные исследования в зоологических парках. Вып. 9./ М.: Московский зоопарк, с. 186-196.
- В.В. Спицин (отв. ред.). 2002. // **Информационный сборник Евроазиатской региональной ассоциации зоопарков и аквариумов.** Вып. 21., М.: ЕАРАЗА, Московский зоопарк, 414 с.

### Summary

**V.A. Ostapenko. Climate influencing certain bird taxons kept at zoos.** Recommendations to keep birds of various taxons in outdoor enclosures are given. Territory of the enclosure makes it possible to keep numerous populations and to stabilize them for years to come, special attention paid to native bird species. Newly arranged zoos and breeding centres should lean up on methods to manage species by the more experienced zoos.

## ФАКТОР ОТБОРА И ЭФФЕКТИВНОСТЬ ИСКУССТВЕННОЙ ИНКУБАЦИИ ЯИЦ КРЯКВЫ

*И. Г. Лебедев*

Московская государственная академия ветеринарной  
медицины и биотехнологии им. К.И. Скрябина

Значение отбора все еще недостаточно учитывается при создании и поддержании искусственных популяций редких и ценных видов животных. В этих популяциях, при снижении интенсивности действия факторов, составляющих основной пресс естественного отбора, нарастает негативный эффект размножения слабых и неполноценных особей, значительно снижающих качество генофонда сообщества в целом. Исследования показывают, что отсутствие отбора сказывается не только на полностью искусственных, но и на синантропных популяциях животных. Наблюдения проведенные нами на базе ряда дичеферм разводящих крякву показали низкий (около 50%) эффект инкубации яиц, который практически не зависел от системы примененных инкубаторов или от используемого режима инкубации. В то же время, исследования эффективности инкубации, проведенные для этого вида в естественных условиях, вне синантропных популяций демонстрируют сравнительно высокие показатели (75-95%). Обычно, различный успех вывода молодняка в инкубаторах относят на счет плохой работы машин или несовершенства режимов инкубации. На наш взгляд, основная причина высокой эффективности выведения птенцов в природных популяциях – жесточайший естественный отбор производителей.

Эффективность инкубации яиц кряквы *Anas platyrhynchos* разных популяций изучалась в экспериментах на базе Московского зоопарка и ИПЭЭ РАН в течение 20-ти последних лет. Целью эксперимента было выяснение влияния режимов инкубирования на эмбриогенез молодняка птиц, обитающих в разных популяциях. Эксперимент проводился на яйцах из популяции кряквы, размножающейся на прудах Московского зоопарка и яйцах птиц доставленных из дальних районов Подмосковья и прилежащих областей. Эксперимент проводился в инкубаторе, рассчитанном на 800 куриных яиц. Инкубация велась на трех температурных режимах: а) при постоянной температуре 38° С; б) при понижении температуры в заключительной стадии инкубации с 38° до 35° С; в) при повышении температуры в заключительной стадии инкубации с 38° до 39° - 39,5° С. Все яйца использовались в эксперименте практически не насиженными. Их нахождение под самкой в гнезде составляло не более 1-2 суток, что определялось путем их овоскопирования, обмеривания и взвешивания.

Группировка кряквы, обитающая на прудах Московского зоопарка, вполне соответствует понятию искусственной популяции. На протяжении десятилетий эти птицы существуют при полном отсутствии хищников, имеют сравнительно низкую подвижность и активно используют дополнительную подкормку. Морфометрические исследования птиц этой популяции показали достоверные увеличения средней массы и длины тела, массы печени, с одновременным уменьшением средней длины цевки и длины крыла. Морфометрия яиц этой популяции, так же демонстрирует тенденцию к увеличению размеров и массы.

Результаты экспериментов приведены в таблице.

Режим инкубации	общее кол-во		погибло		вывод птенцов		% вывода	
	зоопарк	дикие	зоопарк	дикие	зоопарк	дикие	зоопарк	дикие
I t° →	52	30	28	2	24	28	46,2	93,3
II t° ↓	54	38	26	6	28	32	51,8	84,2
III t° ↑	56	47	25	5	31	42	55,3	89,3

Анализ полученных данных показывает, что в природных популяциях, где птицы находятся под прессом естественного отбора, яйца имеют значительно более высокие инкубационные качества. Даже учитывая фактор перевозки, их выводимость оказалась не ниже 84,4%. В то же время, выводимость яиц зоопарковской, искусственной популяции, не подвергавшихся перевозке, лишь едва превысила 50% и рубеж.

Данные литературы и наблюдения, проведенные нами на базе ряда зоопитомников, дичеферм разводящих крякву, фазанов и перепелов, показывают, что эффективность инкубации 50 (±5)% наиболее часто отмечается при выведении в инкубаторах молодняка птиц разных видов из популяций не контролируемых естественным и искусственным отбором. Опыт ряда дичеферм разводящих крякву показывает, что только привлечение для спаривания с самками из искусственных популяций диких селезней повышает выводимость яиц в инкубаторах на 15-20% и более.

Проведенные нами исследования показывают, что даже в случае работы с редкими и исчезающими видами, когда на особом учете находится каждая особь, очень важна правильная организация строгого отбора животных производителей и их потомков. При создании искусственных популяций и проведении в них мероприятий направленных на сохранение генофонда ценных, редких и исчезающих птиц – отсутствие жесткого отбора, как правило, приводит, к низкой эффективности выведения молодняка в инкубаторах, получению слабого, неполноценного потомства и как результат – постепенного снижения жизнеспособности всей искусственно созданной группировки.

## Summary

**I.G. Lebedev.** Selection and effective artificial incubation of mallard eggs. Analysing artificial selection of the birds kept at zoos, the author comes to the conclusion that in the wild where birds experience natural selection press, their egg incubation abilities are higher. In captivity, it is important that sires and their offspring's should be thoroughly selected for their successful reproduction in future.

**Современные методы искусственного  
разведения птиц**

## КЛЮЧ К МАССОВОМУ РАЗВЕДЕНИЮ ДИКИХ ПТИЦ В ЗООПАРКАХ И ПИТОМНИКАХ

**В.Е. Флинт<sup>1</sup>, О.С. Габузов<sup>2</sup>**

<sup>1</sup>Всероссийский научно-исследовательский институт  
охраны природы и заповедного дела /ВНИИприрода/;

<sup>2</sup>Московская государственная академия ветеринарной медицины и биотехнологии  
им. К.И. Скрябина /МГАВМиБ/

Эффективное поддержание разнообразия в коллекциях птиц зоопарков, а также, участие в проектах по репатриации в природную среду выращенных в неволе птиц, для поддержания малочисленных, восстановления утраченных или создания новых популяций, предполагает освоение искусственного осеменения птиц. Методы искусственного осеменения сельскохозяйственных птиц достаточно разработаны и успешно используются в практике (2, 3, 5).

Перед массовым разведением диких птиц в зоопитомниках стоят те же проблемы. Трудно было добиться регулярного спаривания в неволе соколов, журавлей и многих других видов птиц.

Случаев размножения обыкновенной дрофы (*Otis tarda*) в неволе не много, лишь в некоторых зоопарках мира. Один из таких случаев относится к 1970 г., когда в зоопарке Восточного Берлина были получены оплодотворённые яйца и выведен молодняк от группы дроф, состоящей из шестилетнего самца и 6-ти четырёхлетних самок. До этого самки, достигнув возраста 3-х лет, уже откладывали яйца, но все они были неоплодотворенными. Повторить эксперимент на следующий год не удалось, так как самец повредил ногу и, по-видимому, не мог нормально токовать и копулировать [9]. В 1980 г. в полувольных условиях питомника Деваванья /Венгрия/ было выведено 2 дрофы [17]. Большинство попыток добиться размножения дроф в неволе оканчивались неудачей. Это послужило поводом для большинства орнитологов считать, что разведение дроф в неволе бесперспективно.

Акт спаривания у диких животных происходит при весьма важном стечении абиотических и биотических факторов. Для большинства голарктических птиц ключевым абиотическим фактором выступает продолжительность светлого периода суток, дающая толчок нервно-гуморальному процессу созревания гонад и запуску цепи этологических реакций (токовое поведение, гнездостроение, насиживание, забота о потомстве и др.).

Температурный фактор способен влиять на течение этого процесса главным образом через обеспеченность особей питанием в этот период. Среди биотических факторов, наряду с особенностями рациона, решающее значение имеет целый комплекс релизерных раздражителей – пусковых механизмов поведения, специфических раздражителей (место для устройства гнезда, токовое поведение самца, вызывающее поведение самки и пр.). Акт размножения является ответной реакцией организма на комплекс раздражителей. Реакция эта эволюционно обусловлена, генетически закреплена, но в то же время в достаточной мере изменчива под воздействием импринтинга (запечатления в молодом возрасте окружающих предметов и явлений). Поэтому, выращенные в неволе птицы, легче размножаются в зоопитомниках, чем взрослые, недавно отловленные в

природе, у которых возникает стресс от новых условий содержания и не воздействует весь комплекс привычных, запечатленных релизерных факторов. Для видов, у которых инициатором спаривания служит самка (поза спаривания), внешний облик самца (окрас, позы, вокализация и др.) приобретает решающее значение.

На глухариных токах токует петухи всех возрастов, но самки выбирают лишь одного, как правило, наиболее активного самца в возрасте не менее трех лет, собираются вокруг него группами по 4-5 птиц и поочередно спариваются. При приближении к такой группе других петухов (также "поющих") возникают конфликтные ситуации, и в драке решается, кто же остается с самками, а кто вынужден удалиться. Нередко дело даже не доходит до драки, и более слабый (или менее эффектный) самец сам отходит на почтительное расстояние, продолжая токовать, но, не делая попыток приблизиться к группе глухарок. Это послужило основанием для возникновения предположения о том, что молодые (годовалые) самцы вообще не способны к успешному оплодотворению самок. В частности, в питомнике Дарвинского заповедника, где в смежных вольерах содержались токующие самцы, в стенках вольер были устроены лазы по размерам самок, которые могли перемещаться и выбирать вольеру любого самца. В результате известны случаи, когда все самки собирались в вольере одного наиболее активного самца, который их оплодотворял [7]. Однако, в питомнике ЦНИЛ, где глухари сидели в клетках группами (1 самец и 2 самки) и клетки не сообщались с соседними, самки спаривались с годовалыми самцами и откладывали оплодотворенные яйца из которых выводился здоровый молодой [1, 6].

На дрофином токовище все взрослые самцы демонстрируют токовое поведение. Самки, собирающиеся на току, спокойно передвигаются между токовиками, кормятся, не обращая внимания на них, а иногда атакуют приблизившихся к ним самцов. Но с появлением на току старого самца (особенно крупного, с темно-каштановым окрасом шеи, с лучше развитым демонстрационным оперением и воздушным шейным мешком, что полностью формируется только к 6-7 годам) самки группируются вокруг него и принимают позы спаривания [16]. Но значит ли это, что более молодые самцы дрофы не в состоянии оплодотворить самок? Скорее всего, нет. В природе спаривание самок со старым самцом в значительной мере исключает инбридинг, и обеспечивается это избирательностью самкой партнёра для копуляции. При разведении в неволе избежать проявления инбредной депрессии можно и иным путём, но «заставить» спариваться самок с ровесниками возможно только освоив искусственное осеменение.

Разработка методов искусственного осеменения требует значительных предварительных исследований: для каждого вида птиц (даже сельскохозяйственных) они имеют специфические особенности. Прежде всего, возникает задача получения семени от самца, оценки его качества, очистки от примесей, разбавления и хотя бы кратковременного сохранения, введения в половые пути самки. Для сельскохозяйственных птиц эти проблемы решены и продолжают совершенствоваться [3, 5].

Наиболее простой способ получения спермы в промышленном птицеводстве – это массаж эрогенных участков тела самца. У гусаков и селезней – дорзоабдоминальным массажем в течение 10-15 сек (5-7 движений) вызывают эрекцию пениса, после чего сжатие корня хвоста приводит к эякуляции. У петухов – одновременным массажем

вдоль лонных костей по мягкой части живота в направлении к клоаке и вдоль спины от основания крыльев к корню хвоста в течение 5-6 сек. вызывают эрекцию копулятивного органа и его выпячивание. После надавливания на орган с двух сторон происходит эякуляция. Аналогичным образом получают семя от самцов цесарок и индюков. Для индюков чаще применяют так называемый Асканийский метод, при котором для возбуждения самца используют индюшку, помещая ее на специальный столик с яйцеобразным углублением и закрывая выпуклым сетчатым щитком (для устранения травмирования самцом). Увидев самку в такой позе, индюк делает попытки к спариванию, а при поглаживании мягкой части живота происходит эрекция копулятивного органа и его выпячивание. После надавливания на орган с двух сторон происходит эякуляция в подставленный спермоприёмник. Для получения спермы в достаточном количестве и не загрязненной каловыми массами, самцов сельскохозяйственной птицы приходится предварительно тренировать.

Сперму собирают в специальные стерильные прогретые до  $+35^{\circ}\text{C}$  пробирки или чашечки. Её оценивают сперва визуально (цвет, степень прозрачности), потом по объёму эякулята, подвижности и концентрации сперматозоидов.

Объём эякулята определяют измерением его в спермоприемнике по делениям шкалы или градуированной пипеткой на 1-2 мл.

Активность (подвижность) сперматозоидов оценивают по 10-бальной шкале. Если все сперматозоиды движутся под микроскопом прямолинейно-поступательно – 10 баллов (100 %), при аналогичном движении только 9 из 10 сперматозоидов – 9 баллов (90 %), при 7 из 10 (70 %) и т.д. Для искусственного осеменения используют сперму, которая имеет подвижность 7 баллов (70 %) и выше. Отмечают также неподвижные или нездоровые сперматозоиды. Для этой работы используются микроскопы с подогреваемым столиком и 300-400 разовым увеличением.

Концентрация сперматозоидов в лабораторных исследованиях определяется с помощью подсчета их количества в счетной камере Горяева. Смеситель (эритроцитарный) и шлифованные покровные стекла должны быть сухими и чистыми. Техника проведения исследования следующая: шлифованное покровное стекло плотно прижимается и притирается к счетной камере (движениями вверх и вниз) до появления радужных колец, что свидетельствует об образовании между камерой и покровным стеклом микрополости. Микрополость имеет по бокам покровного стекла капиллярную щель, через которую камера заполняется спермой из смесителя. В смеситель через резиновую трубочку насыщают сначала сперму до отметки 0,5 и затем, 3%-ный хлористый натрий до верхней части шейки – до отметки 101. Зажав большим и указательным пальцами смеситель, тщательно перемешивают содержимое, переворачивая его вверх и вниз 20-30 раз. Затем из смесителя сливают 3-4 капли, а следующую каплю наносят на среднюю часть камеры, у самого края притертого покровного стекла. В силу свойства капиллярности капля всасывается и заполняет камеру. Заряженную таким образом камеру помещают под микроскоп и с помощью машинки для подсчета форменных элементов крови, подсчитывают количество сперматозоидов по диагонали пяти больших (80 малых) квадратах сетки при увеличении 300-400 раз. При этом принимают во внимание только головки сперматозоидов, находящихся внутри квадрата. Для получения более точных данных рекомендуется повторить смешивание и подсчет сперматозоидов дважды. Рас-

хождение результатов допускается, но не более 10%. Если оно более 10%, то исследование проводят в третий раз и берут средний из двух подсчетов, расходящихся не более, чем в 10%. Общее количество подсчитанных сперматозоидов в 80 малых квадратах камеры Горяева делят на 100. Например, в 80 квадратах оказалось в среднем 320 сперматозоидов, поделив на 100, получаем 3,7 млрд/мл.

Полученную сперму от птиц необходимо разбавлять по двум причинам: она выделяется в малых объемах (по сравнению с млекопитающими), но с высокой концентрацией сперматозоидов; 2) увеличение объема спермы разбавителем способствует продлению жизни сперматозоидов и сохранению их биологической полноценности.

Таблица 1. Состав некоторых наиболее эффективных сред-разбавителей, используемых при искусственном осеменении сельскохозяйственных птиц [3]

Разбавители (состав в г)						
Компоненты	Аскалийский-23	А-3 ВНИТИП	ВИРГЖ-2	Унитип-6	Литьенс и Байдер	А-5 ВНИТИП
Лимоннокислый натрий	–	–	–	–	0,77	–
Уксуснокислый натрий	0,20	–	–	–	–	–
Глутаминово-кислый натрий			2,80	0,082	0,23	1,2
Хлористый натрий	0,6	0,6	–	0,481	–	0,3
Фосфорнокислый натрий (двузамещенный)		0,1				0,1
Хлористый калий	0,1	–	–	–	0,02	0,1
Хлористый магний	–	–	–	–	0,01	–
Фосфорнокислый калий (однозамещенный)		0,1				
Лимонная кислота					0,13	
Глюкоза	2,00	2,0	1,8	–	0,52	2,0
Трилон-Б	0,1		–	0,001	–	–
Бикарбонат натрия	0,05	0,12	–	0,219	–	0,12
Инозитол	–	–	–	1,863	0,22	–
Вода бидистиллированная	до 100	до 100	до 100	до 100	до 100	до 100

Помимо сред-разбавителей, приведенных в таблице 1, применяют среду 199. Это готовый препарат, выпускаемый медицинской промышленностью для хранения культур тканей. Он расфасовывается во флаконы 250-500 мл, состоит из 44 различных компонентов (аминокислот, витаминов, минеральных солей и др. веществ).

Важное значение, в процессе разбавления спермы, имеет качество дистиллированной воды, используемой для приготовления сред-разбавителей. В нормальных сре-

дах рН должен быть 6,7-7,5, поэтому используют бидистиллированную воду. Хранить готовые среды можно при низкой температуре (0 - минус 4° С) не более 2-3 дней.

Практикуют метод получения спермы с помощью электроэякулятора – прибора переменного тока с невысоким (10-12 Вт) напряжением. Один электрод вводят в клоаку самцу, а другим касаются эпидермиса подвздошной области. Кратковременное (2-3 сек.) замыкание и размыкание электроцепи приводит к эякуляции. Однако при этом нередко возникает резкая нервная реакция самца, а полученная сперма часто бывает загрязнена пометом.

Таблица 2. Количество и качество спермы самцов сельскохозяйственных птиц, рекомендуемое для искусственного осеменения [3]

Вид птицы	Объем эякулята (мл)	Концентрация сперматозоидов (млрд/мл)	Подвижных сперматозоидов (%)
Петухи	0,4	3	80
Индюки	0,2	6	75
Селезни	0,2	2,5	75
Гусаки	0,3	0,8	75
Цесари	0,15	2,5	80

В сельскохозяйственном промышленном птицеводстве разработаны сроки и режимы использования самцов-доноров.

Таблица 3. Оптимальные сроки и режим использования самцов-производителей сельскохозяйственных птиц [3]

Виды птицы	Возраст использования (месяцы)	Время получения спермы (часы)	Интервалы получения спермы (дни)
Петухи яичных пород	6-24	13-18	1-2
Петухи мясных пород	7-18	13-18	1-2
Индюки	8-18	13-18	2-3
Селезни	6,5 - 24	9-16	1-3
Гусаки	8-30	12-16	2-3
Цесари	7-24	14-18	2-3

Осеменение кур проводят при надавливании на левую сторону живота между лонными костями и задним концом грудной кости до выведения яйцевода наружу, в который вводят пипетку со спермой на глубину 2-4 см. У индеек сначала отводят рулевые перья на спину, надавливанием пальца выворачивают клоаку наружу и в появившееся отверстие яйцевода вводят пипетку с семенем на глубину 4-5 см. У водоплавающих (гуси, утки) также отгибают перья хвоста, вводят в клоаку палец, нащупывают яйцевод (расположен в кладку левее и ниже входа) и под контролем этого же пальца вводят пипетку со спермой на глубину 2-4 см (для гуся) или 4-6 см (у уток). Таким же способом осеменяют цесарок.

Таблица 4. Дозы спермы для осеменения сельскохозяйственных птиц [3]

Виды птицы	Состояние спермы	Доза на одно осеменение		Интервалы между осеменениями
		Объем (мл)	Сперматозоидов не менее (млрд.)	
Куры	Неразбавленная	0,03 - 0,05	70-100	5-7
	Разбавленная	0,05-0,1	70 - 100	
Индейки	Неразбавленная	0,025 - 0,03	120	10-14
	Разбавленная	0,04 - 0,05	200	
Гуси	Неразбавленная	0,05	30-50	5-7
	Разбавленная	0,1-0,2	30-50	
Утки	Неразбавленная	0,03	50-80	4-6
	Разбавленная	0,05-0,1	50-80	
Цесарки	Разбавленная	0,05-0,1	50-70	9-10

Подобные манипуляции удастся проводить с domesticiрованными птицами, которых проще брать в руки, не вызывая у них глубокого стресса. Дикие же птицы прежде всего должны быть достаточно ручными, чтобы при взятии в руки у них не произошел шок.

Первые работы по искусственному осеменению диких птиц появились в середине 50-х годов. Сейчас оно широко используется при разведении в неволе диких гусей и уток, голубей, журавлей, джеков, ястребов, соколов и орлов, краксов и диких индеек, павлинов и страусов [13]. Несмотря на то, что у диких птиц период размножения занимает относительно короткий период года (у сельскохозяйственных птиц добиваются круглогодичной репродукции), использованием искусственного осеменения удастся получить в питомниках высокие показатели воспроизводства, обеспечивая тем самым массовое разведение вида. Но, пожалуй, самым главным является то, что с помощью искусственного осеменения легче избежать проблемы несовместимости и избирательности половых партнеров, а также физических препятствий к копуляции анатомического характера (поврежденное крыло или нога), или нежелательного близкородственного скрещивания, если образовалась такая пара, или в случаях, когда у самца низкая концентрация сперматозоидов и их подвижность, что приводит к плохому оплодотворению яиц. Кроме того, открываются возможности получения генетически разнообразного потомства, оплодотворяя одну и ту же самку поочередно разными самцами, даже, если они находятся в разных питомниках или зоопарках. Однако основным условием использования искусственного осеменения является высокая степень прирученности птиц, которые не только не боятся человека, но спокойно реагируют на различного рода манипуляции с ними, а в ряде случаев воспринимают человека как своего сородича и даже как полового партнера.

В питомниках хищных птиц практикуют изолированное от других птиц выращивание самца, импринтированного на человека. Воспринимая его как полового партнера, самец в период половой активности делает садку на определенный предмет (шляпу, ботинок, руку, корзинку и т.п.), на которых остается эякулят. Его собирают пипеткой, оценивают качество, разбавляют и готовят для осеменения самок. Если имеются импринтированные на человека самки, то при его появлении и обмене определенными приглаго-

шающими движениями они принимают позу копуляции, отверстие яйцевода при этом расширяется, что позволяет ввести сперму шприцем. Известны случаи успешного осеменения таким способом и самки американского журавля, хотя чаще он применяется при работе с хищными птицами. Такой метод получения спермы и осеменения получил название "добровольного" [13]. Он, хотя и требует длительной предварительной работы, дает большое количество спермы лучшего качества и высокой оплодотворенности яиц.

Другой способ может быть назван "добровольно-принудительным" [13]. Его используют в тех случаях, когда птицы тоже ручные, но сексуально не импринтированные на человека, находятся в репродуктивной готовности. На диких птицах он впервые был использован на канадских журавлях в 1968-1970 гг. в Исследовательском центре в Патуксене, и теперь вошел в широкую практику не только при разведении различных видов журавлей [8,10,11], но и диких водоплавающих, куриных, хищных и некоторых других видов птиц. Один из операторов надежно фиксирует самца (коленями или руками, в зависимости от его размеров) и массирует область поясницы, таза и бедер нежными, но достаточно энергичными движениями ладоней сверху вниз от поясницы к дистальным концам бедер. Если самец уже тренирован, то он начинает отвечать на эти движения поднятием хвоста, опусканием крыльев, расслаблением ног, а иногда особыми звуками. Другой оператор в это время массирует выступающую область клоаки и собирает эякулят в стеклянную или пластиковую мензурку или пробирку. Для осеменения самки, ее таким же образом фиксируют и массируют. Если птица крупная, второй оператор пальцами обеих рук осторожно выворачивает клоаку, а третий – шприцем вводит сперму в отверстие яйцевода. У мелких птиц сперму возможно вводить непосредственно в клоаку, что проще, но не столь надежно.

Принудительное получение спермы с помощью электроэякулятора от диких птиц успешно апробировано только на некоторых видах гусеобразных, однако за ним, по видимому, большие перспективы, так как с его помощью возможно получить сперму от нетренированных птиц и даже диких, отлавливаемых в природе для этих целей и выпускаемых на волю после манипуляции.

Искусственное осеменение позволяет не только повышать оплодотворенность сносимых самками яиц, но и увеличивать общее количество откладываемых за сезон размножения яиц, изымая снесенные и вызывая тем самым повторное откладывание яиц. В зоопарке Бронкса (США) отдельные журавли давали по 6 кладок в сезон вместо одной [4]. В питомниках это особенно важно при разведении видов, в кладках которых обычно малое количество яиц. При необходимости, искусственным осеменением получают также межвидовых гибридов.

В значительной мере благодаря искусственному осеменению в питомниках удается получить большое количество молодняка для репатриации в природную среду. В Европе и Северной Америке выращивают ежегодно более 500 крупных соколов [13]. Благодаря такому массовому разведению удалось завершить проект восстановления сокола в Северной Америке. Только в США было репатрировано в природу более 6,4 тыс. соколов, выведенных в питомниках. Во всех европейских питомниках к настоящему времени выращено около 3,5 тыс. сапсанов, часть из которых интродуцирована в природу [16,17].

Для получения аналогичных результатов в разведении дрофы необходимо разработать методы искусственного осеменения. Реальность решения этой задачи видится в успешном использовании искусственного осеменения разных видов журавлей, относящихся к одному с дрофами отряду, и особенно джека, который из того же семейства, что

и обыкновенная дрофа. Придется апробировать все известные варианты получения эякулята: добровольное и добровольно-принудительное с помощью электроэякулятора.

При всех этих вариантах необходимо иметь ручных птиц, не боящихся человека, спокойно воспринимающих его прикосновение и разнообразные манипуляции с ними. Важно провести исследование качества спермы от самцов разного возраста. Все это возможно осуществить только в питомнике, в котором находится достаточное для экспериментов количества дроф при надлежащих условиях содержания и кормления.

Идея разработки технологии искусственного осеменения дроф не является новой. Начиная работы по разведению дрофы в неволе с 1982 г., авторы неоднократно указывали на необходимость разработки методов искусственного осеменения. Такая задача ставилась и перед созданием в г. Энгельсе (Саратовская область России) питомника по разведению дрофы и стрепета, что нашло отражение в долгосрочной программе научных исследований. Однако, изменившиеся социально-экономические и административные условия в России не позволили сформировать в питомнике необходимое поголовье дроф разного возраста.

В середине 90-х годов попытки искусственного осеменения дроф осуществили в Венгрии, однако, письменными свидетельствами об успешном проведении этих экспериментов мы не располагаем. Созданное значительное поголовье дроф, из яиц, спасенных в Саратовской области, в Региональном природном парке «Печенежское поле» (близь Харькова) к 2001 г. превышало 130 дроф разного возраста: от годовалых до 3-х летних [14]. Заслуживают внимания, начатые здесь А. В. Терещенко [12] эксперименты по искусственному осеменению дроф.

В зоопитомнике Московского зоопарка начаты работы по формированию поголовья дроф для разведения. Предстоит формирование родительского поголовья в вольерах из птиц разного возраста, воспитываемых в условиях близкого постоянного контакта с человеком, то есть ручных, спокойно реагирующих на различного рода манипуляции с ними. Предполагается создание группы сексуально ориентированных на человека самцов и самок. Здесь станет возможным проводить регулярные тренировки для добровольной и добровольно-принудительной эякуляции, а также самок для искусственного осеменения. На этом поголовье реально изучить процессы полового созревания дрофы, апробировать разные методы искусственного получения спермы, разработать критерии оценки ее качества, разбавители, способы и сроки хранения, а возможно и криоконсервирования.

## Список литературы

1. Габузов О. С. **История, достижения и задачи искусственного разведения глухаря в СССР**. Материалы международного совещания по глухарю. М.: Россельхозиздат, 1984. С. 79-84.
2. Гончаров В.П., Гришина З.И., Черепяхин Д.А. **Особенности воспроизводительной функции и искусственное осеменение сельскохозяйственной птицы**. Учебное пособие. М.: МГАВМиБ, 1997. 25 с.
3. **Искусственное осеменение сельскохозяйственных птиц** (гл. 13) // Промышленное птицеводство (сост. В.И. Фисинин и Г.А. Тардатьян) М.: Колос. 1978. С.298-310.

4. Конвей У.Д. **Общий обзор разведения животных в неволе** // Биология охраны природы. М.: Мир. 1983. С. 225-237.
5. Курбатов А.Д., Нарубина Л.Е., Богомолов В.В. и др. **Искусственное осеменение птиц**. М.: Агропромиздат, 1987. 127 с.
6. Малютина Н.В. **Управление процессами размножения глухаря в искусственных условиях. Разведение ценных и редких видов животных**. Сб. научн. тр. ЦНИЛ Главохоты РСФСР. ЦНИЛ. 1987. С. 43 - 46.
7. Немцев В.В., Криницкий В.В., Семенова Е.К. **Разведение тетеревиных птиц в вольерах**. Природные ресурсы Монголо-Шексинской низины. Тр. Дарвинского запов. Вологда. Сев.-Зап. Книжн. Изд. 1973. Вып. 11. С. 178 -248.
8. Остапенко В. А., Эпштейн Б. С. **Первый опыт получения спермы и стимуляции яйцекладки у даурских журавлей в Московском зоопарке**. Тез. докл. 4 совещания орнитологов Волжско-Уральского региона. Пермь. 1985. С. 55 - 126.
9. Пономарева Т. **Проблема сохранения дрофы**. // Охота и охотничье хозяйство. 1980. №3. С. 42-44.
10. Роздина О.И., Сотникова Е., Володин И.А. **Содержание и разведение журавлей в Московском зоопарке**. // Журавли Палеарктики. Биология, морфология, распространение. Владивосток, 1988. С. 84 - 87.
11. Роздина И.О. **Опыт содержания и разведения даурского, японского и индийского журавля в Московском зоопарке**. // Научн. иссл. в зоопарках. Вып. 1. 1991. С. 120 -134.
12. Терещенко А.В. **Опыт искусственного осеменения дрофы**. // Международная общественность за сохранение дрофы. Материалы международной научно-практической конференции. Харьков. Харьковский нац. Университет им. В.Н. Каразина, 2002. С. 73-77.
13. Флинт В.Е., Габузов О.С., Срокин А.Г., Пономарева Т.С. **Разведение редких видов птиц**. М. Агропромиздат. 1986. С. 206.
14. Флинт В.Е., Габузов О.С. **Печенежское чудо**. // Охота и охотничье хозяйство, № 5. 2000. С. 1-3.
15. Cade T.G. **The husbandry of falcons for return to the wild**. // Int. Zoo lb. 1980. 20 p. 23 - 25.
16. Cade T.G. **Prepagating diurnal reports in captivity - a rewiv**. // Int Zoo lb. 1986. 24/25, p. 1-20.
17. Farago S. **A tuzok fészkelesbiologiaga amagyarozagon**. // Allattani Koze. 1983. 70. 1-4. 33-38.
18. Kramer H. **Bruten europaiscer Vogelarten in gefangenschaft Zoo Garten lena**. 1980. 50. S. 98-137.

### Summary

**V.E. Flint, O.S. Gabuzov.** Intensive management of birds from nature at zoos and breeding centres. Methods of collecting and multiplying sperm, evaluating their quality and artificial insemination of various species of domestic and wild birds are described. It is recommended that tame, adapted to people birds should be kept for this purpose, sperm quality from sires of various ages evaluated. Breeding centre of the Moscow Zoo started to form and reproduce a bustard population using artificial insemination.

## КРИОБАНКИ СПЕРМЫ РЕДКИХ ВИДОВ ПТИЦ

*Г.Ю. Максудов*

Московский зоопарк

### 1. Введение

Вымирание угрожает сейчас многим видам птиц. Сколько из них доживет до наших потомков из XXII века, зависит от наших продуманных действий. Мы не вправе пренебрегать ни одной возможностью, которая бы давала шанс если не выжить, то хотя бы сохранить генетическое «наследство» вида для его последующего восстановления.

Сохранение генетических ресурсов редких видов может осуществляться посредством:

- поддержания популяций в природе на охраняемой территории;
- создания искусственных популяций в зоопарках и питомниках;
- организации банков генетической информации, то есть записи информации о генетической структуре вида (последовательности нуклеотидов в ДНК, генов в хромосомах, числе хромосом и т.п.);
- криоконсервации репродуктивных органов, гамет, эмбрионов, клеточных культур соматических, половых, тотипотентных эмбриональных клеток (криобанки).

Все подходы к сохранению генетических ресурсов редких видов предполагают: а) собственно сохранение; б) активное использование; в) в перспективе, восстановление самоподдерживающихся природных популяций на основе сохраненного генофонда.

### 2. Сохранение популяций в природе

Сохранение видов в природе на особо охраняемых природных территориях (ООПТ) кажется наиболее естественной формой сохранения генетических ресурсов. В силу этого, такой способ сохранения довольно часто считают главным, а то и единственным. Однако это не так. Например, сохранение генетических ресурсов редких видов птиц в природе имеет ряд проблем и ограничений:

- виды остаются беззащитными при нарушении естественных местообитаний;
- если численность вида падает до критической величины, его выживание в природе не гарантируется;
- заповедать все территории вдоль миграционных путей перелетных видов птиц невозможно;
- не гарантируется и не контролируется размножение всех особей природной популяции;
- соответственно не гарантируется и не контролируется утрата генетического разнообразия популяции (вида) вследствие дрейфа генов;
- политические и экономические реалии современной России не гарантируют ни соблюдение заповедного режима, ни само существование ООПТ;
- существующая площадь ООПТ в России пока недостаточна.

Сейчас в России сохранение только в природе не может гарантировать выживание исчезающего или малочисленного вида. В том числе потому, что и при строжайшей охране, редкий вид может вымереть по естественным причинам.

Сразу оговорим, что, выделяя недостатки этого способа, мы ни в коей мере не выступаем против него. Мы полагаем, что ни один способ сохранения редких видов, применяемый отдельно, **гарантировать** спасение исчезающего вида не может. Относительную гарантию может дать только совместное применение всех методов.

Такой комплексный подход к сохранению редких видов четко сформулирован, например, во Всемирной Стратегии Охраны Животных Зоопарками (ВСОЖЗ), в Проекте Стратегии сохранения редких видов России, Проекте Стратегии сохранения Биоразнообразия России, а также в работах ряда авторов (Вепринцев, Ротт, 1978; Максудов, Ротт, 2001; Ротт, Вепринцев, 1981; Wildt, 1992, и др.).

### **3. Создание искусственных популяций в зоопарках и питомниках**

Создание искусственных популяций редких видов в неволе, где выживание и размножение всех особей – предмет особой заботы, позволяет продлить существование редкого вида и, в какой-то степени, обезопасить его от наиболее неблагоприятных природных и антропогенных воздействий. Однако содержание в неволе порождает несколько специфических проблем. Количество особей, содержащихся в неволе, как правило, невелико и ограничено возможностями центров разведения. В малочисленной искусственной популяции высока вероятность инбридинга. В неволе возможны нежелательные изменения поведения. наших знаний по биологии редких видов часто не хватает для успешного содержания и разведения.

Тем не менее, в ряде случаев это единственная возможность спасти еще уцелевших особей, которые не выживут в природе (андский кондор, маврикийская пустельга). Иначе говоря, содержащиеся в неволе особи – это последняя, “критическая” форма сохранения генофонда исчезающего вида *in vivo* без применения специальных методов консервации.

Ведение племенных книг, обмен производителями и/или их половыми продуктами, все более широкое применение методов искусственного размножения и осеменения (ИО), в основном снимают риск генетического вырождения в зоопарках. Для сохранения поведенческих особенностей вида применяются специальные программы выращивания и подготовки особей к реинтродукции. Опыт показывает, что при квалифицированном управлении такие искусственные популяции способны существовать длительное время, проходя при этом через “бутылочное горлышко” минимальной численности (американский журавль, калифорнийский кондор). Одновременно содержание в неволе позволяет получить столь недостающую информацию о биологии редких видов.

Не так давно представлялось, что создание специализированных питомников для разведения редких видов очень перспективно (Флинт и др., 1986). Однако В.Е. Флинт и О.С. Габузов (1991) показали, что в СССР питомники редких видов недостаточно справлялись со своими функциями уже в конце 80-х гг. За прошедшие годы ситуация не улучшилась. По данным О.С. Габузова (1997), если к началу 90-х годов на территории России функционировало 54 дичефермы и 20 питомников по разведению редких видов птиц и млекопитающих, то к 1997 г. осталось 4 дичефермы и 7 питомников. Приятное исключение составляют питомники хищных птиц, которые в основном успешно продолжают свою деятельность.

Зоопарки оказались более устойчивы к происходившим за последние годы процессам. Сейчас в России насчитывается 37 зоопарков и их число постепенно расширяется. С 1991 по 2002 год в России открылось 16 новых зоопарков (Информационный сборник ЕАРАЗА, 2002). Конечно, зоопарки неравноценны по своим возможностям. Однако все они имеют юридический статус, территорию, специалистов. В ряде зоопарков ведется реконструкция. Площадь Новосибирского зоопарка, например, увеличилась в 50 раз. (Информационный сборник ЕАРАЗА, 2002). В Волоколамском районе Московской области функционирует Зоопитомник Московского зоопарка. Все это позволяет существенно улучшить условия содержания птиц.

Зоопарки занимают ведущее место по количеству и разнообразию сохраняемого генофонда редких видов. В коллекциях зоопарков-членов ЕАРАЗА на 1.01.2002 года содержалось 84 вида птиц из Красного списка МСОП. Таким образом, сеть зоопарков России сейчас чрезвычайно важна для сохранения редких видов в неволе.

Весьма вероятно, что в ближайшие десятилетия темпы потребления природных ресурсов в России будут нарастать. Соответственно возрастет и степень их деградации. Следствием этого будет необходимость содержания все большего числа видов в неволе. А возможности зоопарков и питомников не безграничны. Следовательно, необходимо искать новые возможности для спасения генофонда исчезающих видов.

#### **4. Банки генетической информации**

Такой подход, двадцать пять лет назад признававшийся гипотетическим, (Веprinцев, Ротт, 1978), сейчас становится реальностью. Расшифрован геном человека (30-40 тыс. генов, 3 млрд. нуклеотидных последовательностей), геном дрозофилы, геном растения арабидопсис, геномы ряда других организмов. Соответствующую информацию можно найти в сети Интернет по ключевым словам *GenBank*, *Entrez Nucleotides*.

Разработаны фиксаторы, позволяющие сохранять образцы тканей птиц так, что ДНК остается неповрежденной длительное время. Хотя эти фиксаторы в среднем рассчитаны на хранение в течение года, есть примеры успешного проведения анализов ДНК птиц после 10 лет хранения образца (K.Jones, личное сообщение.).

#### **5. Криобанки**

Целостная концепция генетического криобанка и программа исследований по его использованию для спасения редких видов была впервые выдвинута в 1978 г. (Веprinцев, Ротт, 1978;) и без ссылок на первоисточники повторена через 14 лет зарубежными авторами (Wildt, 1992).

Криобанки зоопарков рассматриваются сейчас как элемент общей сети зоопарков и программ сохранения редких видов в неволе. Это закономерно вытекает как из самой сути криобанков редких видов, так и из задач зоопарков в XXI веке, определенных ВСОЖЗ. Однако в России, да и во всем мире, работы в этой области нельзя назвать развернутыми. Сейчас насчитывается около десяти криобанков зоопарков, в основном в США.

Между тем, криобанки зоопарков, содержащие образцы половых продуктов и тканей, могут использоваться для молекулярно-биологических, биохимических, генетических исследований, изучения болезней животных. Сохраняемый материал можно ис-

пользовать как для восстановления утраченных видов или популяций, так и для поддержания генетического разнообразия существующих таксонов. Большую ценность могут представлять сохраненные половые продукты павших производителей, периодически «приливаемые» в существующие популяции.

К особенностям коллекций зоопарков можно отнести большое число видов, представленных, как правило, небольшим количеством особей. В силу этого, гибель отдельных особей оказывается весьма чувствительной и может вызвать заметную генетическую эрозию коллекций. Компенсировать такие потери можно было бы с помощью криобанков.

Некоторые биологи не всегда четко представляют себе возможности и специфику криобанков. Наиболее типично представление о криобанке как о «складе» или музее образцов. Встречаются возражения, что криобанки: а) позволяют сохранить лишь часть генетического разнообразия природных популяций; б) в хранилищах могут быть законсервированы только генотипы отдельных организмов или их небольших выборок из популяции; в) в ходе длительного хранения часть генетического материала может быть утрачена. Это не так.

Генетическое разнообразие природных популяций сохранить полностью теоретически невозможно, поскольку утрата генов в популяциях, вызванная «дрейфом генов», неизбежна.

Число замороженных сперматозоидов от одного самца может исчисляться сотнями и, при хранении их в разных местах, шансы сохранить этот генетический материал многократно возрастают. В принципе, в малочисленных популяциях возможно криоконсервировать сперму от всех самцов. Так, в птицеводстве число замороженных сперматозоидов, используемых в зоотехнической работе, исчисляется миллионами и зависит от практической потребности и размеров хранилищ.

Утрата части генетического материала при хранении возможна, однако гибель животных закономерна. Ни одна особь не может жить вечно, но ее сохраненные половые продукты могут быть использованы много лет спустя после гибели особи.

К. Джонс (Jones, 1998) суммировал данные о генетической близости особей в естественной и искусственной популяциях американского журавля *Grus americana*. На этом основании он рассчитал количество особей-основателей, необходимое для получения существующего генетического разнообразия вида. Эта цифра оказалась равной 1,4 особи. Следовательно, для выживания этого вида и сохранения существующего генетического разнообразия американского журавля было бы достаточно одной пары. Таким образом, сохранение спермы даже одного самца исчезающего вида уже представляет большую ценность и дает теоретическую возможность воссоздания вида.

Специальные исследования показали, что за 30 лет хранения лишь около 1% криоконсервированных клеток будет содержать одну индуцированную мутацию (Виленик, 1983). Таким образом, этот метод позволяет чрезвычайно долго, тысячелетиями, сохранять современное генетическое разнообразие. Современные программы сохранения видов в природе основаны на принципе 90%-ного сохранения генетического разнообразия в течение 100-200 лет.

В криобанках могут сохраняться различные носители генетической информации: сперма; яйцеклетки; эмбрионы; гонады; соматические клетки, тканевые и клеточные

культуры. Здесь мы коснемся только одной проблемы – создания криобанка спермы, так как эта методика для птиц наиболее разработана.

## 5.1. Криобанки спермы

В настоящий момент мы располагаем информацией о замораживании спермы у 15 видов диких птиц (ссылки см. в обзорах Максудов, 1998; Максудов, Ротт, 2001). В их числе – 5 видов журавлей: канадский *Grus canadensis*, серый *G. grus*, стерх *Grus leucogeranus*, даурский *Grus vipio* и красавка *Anthropoides virgo*; – 3 вида хищных птиц: американская пустельга *Falco sparverius*, сапсан *Falco peregrinus*, андский кондор *Vultur gryphus*; – 2 вида воробьиных: овсянка-барсучок *Ammodramus maritimus*, и домовый воробей *Passer domesticus*; кеклик *Alectoris graeca*; джек *Clamidotis undulata*; волнистый попугайчик *Melopsittacus undulatus*; алеутская казарка *Branta canadensis leucopareia* и магелланов пингвин *Spheniscus magellanicus*.

Выделить какую-либо единую оптимальную методику криоконсервации спермы вряд ли возможно, учитывая многообразие видов, с которыми приходится иметь дело. Однако криоконсервация спермы журавлей сейчас достаточно отработана. Криобанк их спермы уже есть в США и постепенно закладывается в России. Для банка спермы редких видов куриных и гусеобразных возможно использование разработанных в птицеводстве способов. По остальным таксонам птиц проведены отдельные эксперименты, показавшие принципиальную возможность криоконсервации их спермы.

Основные этапы криоконсервации спермы следующие: получение спермы; оценка качества сперматозоидов; разбавление спермы; эквilibрация и замораживание образца; хранение; оттаивание; использование замороженно-оттаянной спермы.

### 5.1.1. Получение спермы

Известны следующие способы получения спермы у птиц: кооперативный, массажный, электроэякуляция, на муляж самки, на искусственную клоаку. Возможно так же получение сперматозоидов из семенников павших особей в максимально короткий срок после их гибели.

Кооперативный метод предполагает восприятие птицей человека как полового партнера. Получение спермы от импринтированных на человека хищных птиц описывалось неоднократно (Флинт и др., 1986; Temple, 1972; Gee, 1995).

Сейчас при взятии спермы у птиц наиболее распространен массажный метод, модифицируемый различными авторами в зависимости от размеров особей и морфологических особенностей копулятивного аппарата самцов (см. обзор: Максудов, Ротт, 2001). Так, например, этот метод использовали для получения спермы от журавлей, оранжевошейного казуара *Casuarus unappendiculatus*, глазчатого трагопана *Tragopan temminckii*, некоторых видов попугаев, турако, воробьиных птиц (канарейка, щегол, коноплянка, зяблик, чиж). Он стандартен в птицеводстве.

Использование электроэякуляции для получения спермы от птиц впервые было предложено отечественными исследователями еще в 1934 году. Несмотря на ряд относительно успешных экспериментов, метод электроэякуляции пока широкого распространения не получил.

Описано получение спермы на чучело самки для джека *Chlamydotis undulata* и для индюка. Сперму эму *Dromais novaehollandiae* собирали на искусственную клоаку (Максудов, 1998; Максудов, Ротт, 2001). Для обладающих пенисом селезней, цесарей и гусей предлагался сбор спермы в пневматический спермособирающий аппарат и в искусственную «вагину» (Курбатов и др., 1987).

### 5.1.2. Оценка качества сперматозоидов

Общие правила оценки качества спермы многократно описаны в литературе (Курбатов и др., 1987; Максудов и др., 1988; Нарубина и др., 2000). Повторная оценка качества сперматозоидов проводится после оттаивания образцов. Считается минимально достаточным определить объем эякулята, подвижность и концентрацию сперматозоидов.

### 5.1.3. Разбавление и среды-разбавители спермы

Разбавление спермы – весьма важная процедура, которая преследует несколько целей. Буферные свойства разбавителей используются для поддержания оптимального рН в образце. Энергетические субстраты в них повышают выживаемость сперматозоидов, а криопротекторы способствуют успешному замораживанию. В некоторых разбавителях содержатся антиоксиданты и антибиотики. Свежеполученную сперму разбавляют, в зависимости от количества эякулята, в пропорции от 1:1 до 1:10, что позволяет так же увеличить объем образца, поскольку у многих видов эякулят чрезвычайно мал. Так, у журавлей он колеблется в пределах 0,01-0,1 мл. Используются обычно среды-разбавители из числа применяющихся в птицеводстве. Разбавителей для спермы диких видов практически нет. Как исключение, разработаны специализированные среды для криоконсервации спермы журавлей. Составы ряда сред-разбавителей приведены в обзорах (Курбатов, и др., 1987; Максудов, 1998; Bakst, 1990).

### 5.1.4. Эквilibрация и замораживание

Разбавленную сперму охлаждают до +1 +4° С и эквilibрируют от 15 до 60 минут в холодильнике, либо в холодной водяной (спиртовой) бане, после чего добавляют криопротектор. Замораживание образцов спермы проводится поэтапно, причем режимы глубокого охлаждения образцов у разных исследователей сильно отличаются.

### 5.1.5. Хранение замороженной спермы

Криоконсервированные образцы хранят в сосудах Дьюара в жидком азоте при температуре -196° С.

### 5.1.6. Оттаивание замороженной спермы

Замороженные образцы, после извлечения из жидкого азота, оттаивают в различных условиях до начала таяния льда. После появления капель жидкости на стенках сосуда, оттаивание завершают при комнатной температуре. Оттаянную сперму надо сразу использовать. Некоторые криопротекторы (глицерин и ДМСО), оказывают токсическое действие на сперматозоиды птиц, и после оттаивания их следует удалять.

### 5.1.7. Использование оттаянной спермы

При осеменении оттаянной спермой удавалось получить потомство от хищных птиц, казарки, волнистого попугайчика, журавлей, джека (ссылки см. в обзоре Максудов, Ротт, 2001). Показано, что сперма петуха сохраняла свою оплодотворяющую способность после 9<sup>ти</sup> лет хранения в жидком азоте (Watanabe, Tereda; 1980). В ряде случаев ИО после оттаивания не проводили, ограничиваясь оценкой качества оттаянной спермы.

## 6. Заключение

Зоопарки представляются перспективными центрами для проведения работ по созданию криобанков спермы редких видов птиц. Их обширные орнитологические коллекции позволяют накопить необходимый опыт на сходных, но менее ценных видах (например, канадский журавль и стерх). Коллекции зоопарков систематизированы в базе данных ISIS (International Species Inventory System) и в племенных книгах редких видов. Это облегчает ведение картотеки криобанков.

В России мы имеем почти все для успешного развития работ в этой области: опытные и квалифицированные кадры, современные методики, необходимое оборудование, центры, на базе которых можно организовать работу и, наконец, самое главное – виды птиц, которые надо спасать от вымирания, причем спасать немедленно. Наши достижения в области криоконсервации спермы птиц соответствуют мировому уровню (Нарубина и др., 2000; Surai, Wishart, 1996).

Криобанки и методы искусственного разведения как необходимый элемент программ спасения и восстановления исчезающих видов теперь признаны на государственном уровне. Новый федеральный закон «Об охране природной среды» прямо обязывает это делать (Глава IX, Статья 60, пп. 1 и 2). (См. Приложение). Это налагает ответственность на всех специалистов в области сохранения редких видов. Подготовлены к утверждению Стратегия сохранения редких видов России и Стратегия сохранения биоразнообразия. Криобанкам и зоопаркам так же отводится в них существенная роль.

Поскольку создание криобанков теперь регламентировано на федеральном законодательном уровне, дополнительных аргументов в поддержку необходимости их создания, собственно, приводить уже не требуется.

Дело за нами. За нашим пониманием своей ответственности за сохранение Природы России. За тем фактом, что при любом, даже идеальном уходе и лечении, наши питомцы все равно будут умирать, а их генофонд можно спасти. Сейчас есть еще время на проведение экспериментов и даже на неудачи, поскольку в таком сложном и наукоемком деле иначе невозможно. Через два-три десятка лет такого шанса может не быть. Мы не вправе лишить наших потомков возможности воссоздать утрачиваемое нами.

## Список литературы

- Вепринцев Б.Н., Ротт Н.Н. 1978. *Консервация генетических ресурсов*.-Природа, 11: с. 15-20.
- Вепринцев Б.Н., Ротт Н.Н. 1991. *Стратегия сохранения животного и растительного мира Земли*.- Консервация генетических ресурсов. Пущино. ОНТИ НЦБИ: с. 5-18.

- Виленчик М.М. 1983. *Сколько лет можно хранить зародышевые клетки в криоконсервированном состоянии без существенного повреждения их генома.*- Пушино. ОНТИ НЦБИ АН СССР: 20 с.
- Габузов О.С. 1997. *Состояние и перспективы разведения в неволе ценных и редких видов животных в России.*- Вопросы прикладной экологии, охотоведения и звероводства Киров, ВНИИОЗ: с. 277-279.
- Информационный сборник Евроазиатской региональной ассоциации зоопарков и аквариумов** (гл. ред. В.В. Спицин). 2002, М., вып. 21, 414 с.
- Курбатов А.Д., Нарубина Л.Е., Богомолов В.В., Бесулин В.И., Давтян А.Д. 1987. *Искусственное осеменение птицы.*-М.: Агропромиздат, 127 с.
- Максудов Г.Ю., Артюшкова В.А., Трошко Е.В. 1988. *Оценка качества семени животных.*-Пушино, ОНТИ НЦБИ: 43 с.
- Максудов Г.Ю. 1998. *Криоконсервация спермы диких видов птиц.* Попытка анализа.- Научные исследования в зоопарках, вып. 10. М., с. 38-52.
- Максудов Г.Ю., Ротт Н.Н. 2001. *Генные банки птиц //Достижения и проблемы орнитологии Северной Евразии на рубеже веков.* Тр. Межд. конфер. "Актуальные проблемы изучения и охраны птиц Восточной Европы и Северной Азии". Казань.: Магариф, с. 490-502.
- Нарубина Л.Е., Целютин К.В., Мавродина Т.Г., Тур Б.К. 2000. *Искусственное осеменение птиц.*- Зоотехния, 10: с. 24-25.
- Ротт Н.Н., Вепринцев Б.Н. 1981. *Экспериментальные и теоретические предпосылки для решения проблемы сохранения генофонда животных методом консервации.* //Успехи совр. биологии, 91 (3): с. 451-456.
- Флинт В.Е., Габузов О.С., Сорокин А.Г., Пономарева Т.С. 1986. *Разведение редких видов птиц.*-М., Агропромиздат: 206 с.
- Флинт В.Е., Габузов О.С. 1991. *Дичефермы и зоопитомники в СССР* (некоторые итоги и перспективы).- //Сб. научных трудов ЦНИЛГ лавохоты: Дичефермы и зоопитомники. М.: с. 5-23.
- Bakst M.R. 1990. *Preservation of avian cells.*- Poultry breeding and genetics. Amsterdam, Elsevier Science Publishers: pp. 91-108.
- Gee G.F. 1995. *Artificial insemination and cryopreservation of semen from nondomestic birds.*-Proceedings of the First International Symposium on the Artificial Insemination in Poultry. Savoy, IL: Poultry Science Association: pp. 262-279.
- Jones K.L. 1998 *Refinement of the whooping crane studbook utilizing microsatellite DNA and leg banding analyses.*- MS Thesis, Texas ATM University, Kingsville, Texas: 149 p.
- Surai P.F., Wishart G.J. 1996. *Poultry artificial insemination technology in the countries of the former USSR.*-Worlds Poultry Science J., 52 (1): pp. 27-43.
- IUDZG/CBSG (IUCN/SSC), 1993. Executive summary, The World Zoo Conservation Strategy; The role of the Zoos and Aquaria of the World in global conservation: 12 p.
- Temple S.A. 1972. *Artificial insemination with imprinted birds of prey.*-Nature, 237: pp. 287-288.
- Watanabe M. Tereda T 1980. *Fertility of frozen fowl semen stored for long time (9 years).*- J. Fac Appl. Biol. Sci Hiroshima Univ., 19.(2): pp. 155-159.

Wildt D.E. 1992. *Genetic resource banks for conserving wildlife species: justification, examples and becoming organized on a global basis*. -Anim. Reprod. Sci., 28: pp. 247-257.

## ПРИЛОЖЕНИЕ

### Федеральный Закон Российской Федерации “Об охране окружающей среды” (от 10 января 2002 г. № 7-ФЗ)

#### ГЛАВА IX. ПРИРОДНЫЕ ОБЪЕКТЫ, НАХОДЯЩИЕСЯ ПОД ОСОБОЙ ОХРАНОЙ

#### Статья 60. Охрана редких и находящихся под угрозой исчезновения растений, животных и других организмов

1. В целях охраны и учета редких и находящихся под угрозой исчезновения растений, животных и других организмов учреждаются Красная книга Российской Федерации и красные книги субъектов Российской Федерации. Растения, животные и другие организмы, относящиеся к видам, занесенным в красные книги, повсеместно подлежат изъятию из хозяйственного использования. В целях сохранения редких и находящихся под угрозой растений, животных и других организмов их генетический фонд подлежит сохранению в низкотемпературных генетических банках, а также в искусственно созданной среде обитания...

2. Порядок охраны редких и находящихся под угрозой исчезновения растений, животных и других организмов, а также порядок их сохранения в низкотемпературных генетических банках и в искусственно созданной среде обитания определяется законодательством в области охраны окружающей Среды.

#### Summary

**G.Yu. Maksudov. Sperm cryobanks of rare avian species.** This review is concerned with one of the most important ways of birds conservation: establishment of sperm cryobanks for rare avian species. The background to this problem is presented. Author describes the advantages of cryobanking as a necessary complement to traditional ways of rare bird species conservation in Russia. Techniques for obtaining genetic materials are shortly described. The results of sperm cells cryopreservation and artificial insemination are discussed. Special attention is paid to information published by Russian researchers. The modern trends and perspectives of birds sperm cryobanks in Russian zoos are discussed.

## НОВЫЙ ГЕНЕТИЧЕСКИЙ МЕТОД ОПРЕДЕЛЕНИЯ ПОЛА ПТИЦ

**О.Н. Нестеренко**

Московский зоопарк

Существует ряд методов определения пола птиц: морфологические промеры, поведенческие, лапароскопический и др. Однако большая часть из них не дает гарантированного ответа, особенно для молодых неполовозрелых птиц. Определение пола птиц по морфологическим промерам довольно часто может быть ошибочно, из-за индивидуальных отклонений от среднестатистических норм. Поведенческие признаки – ненадежны, так как птицы по тем или иным причинам могут взять на себя роль другого пола и продемонстрировать поведение характерное для этого пола. Лапароскопическое определение пола птиц не дает гарантированного результата для молодых неполовозрелых птиц. В течение нескольких лет мы определяли пол птиц по цитогенетическим препаратам (самки – гетерогаметны – имеют ZW-половые хромосомы, самцы – гомогаметны – ZZ-половые хромосомы), методом культивации лейкоцитов. Но этот метод сильно зависел от состава крови. Кровь должна быть свежей – ее следовало хранить не более 2-3 дней при температуре не выше +3 +4° С.

В 2001 году по инициативе Рабочей группы по журавлям Евразии был проведен семинар по использованию генетических методов в работе по разведению редких видов журавлей. Семинар проводил К. Джонс – сотрудник Чикагского университета. Затем, на базе Медико-Генетического Центра нами была начата работа по определению пола птиц методом ПЦР (полимеразная цепная реакция), разработанным Гриффитсом (Griffiths at al., 1998). 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. Таким 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 амплификатор 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. У разных видов разница в длинах 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 вы-

дернуть); позволяет перевозить образцы на большие расстояния и хранить при необходимости материал длительное время без специальных условий; высоко надежен.

В течение 2001-2002 гг. мы успешно определили пол у следующих видов: стерх *Grus leucogeranus* – 40; японский журавль *G. japonensis* – 37; серый журавль *G. grus* – 7; даурский журавль *G. vipio* – 10; красавка *Anthropoides virgo* – 9; венценосный журавль *Balearica pavonina* – 4; пингвин Гумбольдта – *Spheniscus humboldti* – 12; очковый пингвин *Spheniscus demersus* – 5; черный гриф *Aegyptius monachus* – 7; бородач *Gypaetus barbatus* – 3; стервятник *Neophron percnopterus* – 8; белоголовый сип *Gyps fulvus* – 8; беркут *Aquila chrysaetos* – 3; степной орел *A. rapax* – 1; большой подорлик *A. clanga* – 1; сапсан *Falco peregrinus* – 2; белый аист *Ciconia ciconia* – 2; красный ара *Ara macaw* – 4; большой желтохохлый какаду *Cacatua galerita* – 3; обыкновенная розелла *Platyercus eximius* – 1; синелобый амазон *Amazona aestiva* – 4; венесуэльский амазон *A. amazonica* – 2 и жако *Psittacus erithacus* – 5. Таким образом, был определен пол у 188 особей 23 видов. Анализ пола проводился для птиц из коллекций Московского зоопарка, питомника редких видов журавлей Окского государственного биосферного заповедника, Пермского зоопарка, Ленинградского зоопарка, зоопарка Ростова-на-Дону, Казанского зооботсада, Ивановского зоопарка, Ташкентского зоопарка.

Данный метод позволяет обслуживать в одной лаборатории различные зоопарки и питомники. Возможно его применение для изучения соотношения полов в диких популяциях, так как материал для анализа можно хранить длительное время и перевозить на большие расстояния.

Благодарим К. Джонса (Чикаго) – за проведенный семинар и помощь реактивами и оборудованием, членов Рабочей группы по журавлям Евразии (Ильяшенко Е, Роздину О., Кашенцеву Т.) – за организацию семинара, сотрудников лаборатории наследственных болезней обмена Медико-генетического Центра (Букину Т.А., Букину А.А., Захарову Е.Ю., Воскобоеву Е.Ю.) – за предоставление оборудования для работы.

## Список литературы

- 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.
- Е.П. Соколов, В.Г. Высоцкий. 2001. **Быстрый метод молекулярного определения пола воробьиных птиц**. Зоологич. журн, том 80, N 11, с. 1384-1386.
- С.У. Miyaki, R. Griffiths, R. Orr and others. 1998. **Sex identification of parrots, toucans, and curassows by PCR: Perspectives for wild and captive population studies**. Zoo Biology, v.17, issue 5, pp. 415-423.
- О. Nesterenko. 2002. **Use of genetic methods for sexing birds in Russian breeding programs**. Advances in Ethology, Contributions to the 4 International Symposium on Physiology and Behaviour of Wild and Zoo Animal, Berlin.
- О.Н. Nesterenko. 2002. **Use of genetic methods for sexing cranes in Russian captive breeding programs**. China Crane News, 2002, v. 6, Suppl., p 43. (Abstracts of the international crane workshop, August 9-10, 2002, Beijing, China).
- Th.J. Sabo, R. Kessel, J.L. Halverson at al. 1994. **PCR - based Method for sexing Roseate Terns (*Sterna dougallii*)**. The Auk 111(4): 1023-1027.

**Summary**

***O.N. Nesterenko. New genetic method to sex birds.*** This article covers the problem of sexing of birds in captivity. Because many avian species do not have sexual dimorphism or it becomes apparent only at maturity, development of sex-identification techniques for birds is important for breeding and conservation programs. Now we use PCR-based method (based on two conserved CHD - genes, that are located on the avian sex chromosomes): (Griffiths et al.,1998). Recently we successfully sexed birds of 23 species. This method is suitable for sexing the most birds except Ratitae.

## ИСПОЛЬЗОВАНИЕ ЭЛЕКТРОННЫХ ТАБЛИЦ ДЛЯ РАСЧЁТА УСУШКИ ЯИЦ ПРИ ИСКУССТВЕННОЙ ИНКУБАЦИИ

**Д.А. Чередов**

Питомник хищных птиц, ОАЭ

Прогнозирование итоговой потери веса, или «усушки» птичьих яиц в процессе искусственной инкубации может быть облегчено использованием компьютера. Традиционный «докомпьютерный» метод построения графиков на миллиметровой бумаге нагляден, но при большом количестве яиц слишком трудоёмок. Графики же на компьютерном мониторе, как правило, менее наглядны, чем бумажные. Используя компьютер, гораздо целесообразнее вести все необходимые расчёты численно. Электронные таблицы идеально подходят для этой задачи. Несколько часов, потраченных на подготовку формы, или шаблона, многократно окупаются временем, сэкономленным во время инкубационного сезона.

Рассмотрим детально пример использования программы Microsoft Excel.

### Создание шаблона Microsoft Excel

Допустим, что предстоит искусственно проинкубировать некоторое количество яиц определённого вида. Яйца забирают у самок по возможности сразу после снесения и закладываются в инкубатор по одному или по несколько штук, по мере поступления. Размер одной закладки (числа одновременно заложенных в инкубатор яиц) при имеющемся количестве самок, скорее всего, не превысит 10. Нормальный инкубационный срок до проклёва скорлупы – 22 дня. Желательная усушка на момент проклёва – 15%. Все яйца будут взвешиваться один раз в 3-4 дня, но не каждый день.

Для создания шаблона создаём чистую книгу Excel с одним листом. Верхние две строки листа будут общими для всех яиц на этом листе, то есть для одной закладки. Каждая три строки, начиная с третьей, отводятся для записей и расчётов по одному яйцу. Количество необходимых столбцов – это планируемое количество взвешиваний каждого яйца за период инкубации, плюс 3-4 столбца для записей по проклёву, вылуплению и др. В нашем примере будем использовать столбцы А:К.

Первая строка предназначена для ввода дат закладки, взвешивания и т.д. В ячейке А1 введите

**дата**

Остальные ячейки в этой строке можно оставить пустыми, но лучше заполнить их любым символом, который будет напоминать, что это место для ввода. Введите, например, звездочку (\*) в ячейки В1:К1.

Во второй строке будет рассчитываться день инкубации, считая, что день закладки – день 0. Введите в ячейке А2

**день**

в ячейке В2

0

а в ячейке C2 формулу

**=C1-\$B\$1**

Скопируйте эту формулу до ячейки K2. Это удобно делать, перетаскивая маркер заполнения.

Третья строка предназначена для ввода веса первого яйца в закладке. Введём звездочку (\*) в ячейки B3:K3. В ячейку A3 удобно вводить номер яйца. Пока же введём туда букву N.

Четвёртая строка предназначена для произвольных заметок. Например, номер инкубатора, время проклёва и вылупления и проч. Эту строку оставим пустой.

В пятой строке рассчитывается усушка первого яйца при данных условиях инкубации на 22-й день. В ячейке A5 вводим, например,

**усушка 22 д.**

В ячейку C5 вводим формулу

**=((B3-C3)/(C\$2-B\$2)\*(22-C\$2)+(\$B3-C3))/(0,01\*\$B3)**

Смысл этой формулы очень прост. (B3-C3) – это усушка со дня последнего взвешивания. Поделив это на количество дней, прошедших с последнего взвешивания (C2-B2), получаем среднесуточную усушку за этот период. Умножив это на количество дней, оставшееся до проклёва (22-C2), получим, какой вес яйцо потеряет до проклёва, если не менять влажность (и температуру) в инкубаторе. Это, конечно, довольно грубое допущение, так как скорость усушки меняется на протяжении инкубации даже при постоянной влажности, но для практических целей это годится. Далее, прибавив к этому вес, уже потерянный яйцом с начала инкубации (B3-C3), получим общую расчётную потерю веса. Поделив это на (0,01\*B3), получим искомый результат, выраженный в процентах исходного веса.

Скопируйте ячейку C5 до ячейки K5.

Чтобы данные отображались нужным нам образом, и лист выглядел опрятно, произведём необходимое форматирование ячеек:

Весь лист: выравнивание по центру.

Первая строка: выберите из числовых форматов ячейки устраивающий формат даты. Например, в виде «15 фев».

Вторая строка: оставьте формат «Общий». Номер дня будет отображаться числом без десятичных знаков.

Третья строка: выберите числовой формат с нужным числом десятичных знаков. Это может определяться типом ваших весов.

Ячейку A3 удобно отформатировать в виде белого шрифта на чёрном фоне, так, чтобы легко было находить номера яиц на листе. Если яйца нумеруются числами, выберите для этой ячейки числовой формат без десятичных знаков.

Четвёртая строка: выравнивание влево.

Пятая строка: выберите числовой формат с одним знаком после запятой. Или можно укоротить формулу в ячейках этой строки, убрав 0,01 из знаменателя, при этом выбрав процентный числовой формат. Используя условное форматирование, можно для наглядности отображать чрезмерную и недостаточную усушку шрифтом разного цвета.

Например, значения, большие или равные 17 – красным, а меньшие или равные 13 – синим цветом.

Ячейки А5 и В5 можно объединить.

Теперь, уменьшите ширину столбцов на всём листе, так, чтобы в ячейках с формулами сообщение об ошибке #ЗНАЧ! слегка не умещалось по ширине.

Добавьте тонкую границу под строками 2 и 5.

Шаблон на одно яйцо готов. Осталось скопировать строки 3:5 девять раз вниз, чтобы получить шаблон на 10 яиц.

Если яйца маркируются числами, идущими подряд, то можно сначала сделать одну копию строк 3:5 и ввести в ячейку А6 формулу

**=A3+1**

и только после этого закончить шаблон, копируя строки 6:8. Тогда, после ввода номера первого яйца, остальные будут нумероваться автоматически.

См. готовый шаблон на рис.1.

	А	В	С	Д	Е	Ф	Г	Н	І	Ј	К
1	дата	13 апр	15 апр	19 апр	22 апр	26 апр	29 апр	2 май	5 май	6 май	7 май
2	день	0	2	6	9	10	16	19	22	20	24
3	47	38,5	38,1	37,1	36,4	35,4	34,5	33,4	33,1		
4	11am	N7	N6	F		OK		N7	6am:P	7am:H	
5	усушка 22 д.		11,4	14,0	13,3	13,9	15,1	16,1	14,0		
6	48	42,2	41,5	40,3	39,4						
7		N8	N9	C	C						
8	усушка 22 д.		18,2	15,9	15,9						
9	49	39,1	38,6	37,5	36,7	35,6	34,7	33,7	32,9	*	*
10		N7		F		OK		N8	1pm:P		9am:H
11	усушка 22 д.		14,1	15,3	15,0	15,3	15,9	16,4	15,9	#####	#####
12	50	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*

## Использование шаблона

Для удобства использования эту заготовку можно сохранить как шаблон Microsoft Excel в папке шаблонов. По мере поступления яиц на инкубацию, в книгу Excel, где ведутся записи по инкубации яиц этого вида, добавляется новый лист на основе созданного шаблона. В соответствующих ячейках вводятся дата, веса яиц, время закладки, результаты овоскопирования и др. На основе расчётного прогноза усушки, яйца, по необходимости, переносятся в инкубаторы с другой влажностью.

Для ускорения рутинных операций ввода данных в Excel полезно запомнить некоторые комбинаций клавиш. Например, текущая дата вводится комбинацией Ctrl + ; (точка с запятой).

См. пример использования шаблона на рис. 2.

	А	В	С	Д	Е	Ф	Г	Н	І	Ј	К
1	дата	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
2	день	0	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####
3	N	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
4											
5	усушка 22 д.	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####
6	#####	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
7											
8	усушка 22 д.	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####
9	#####	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
10											
11	усушка 22 д.	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####	#####
12	#####	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*

Приведённый здесь образец, хотя и рассмотрен очень подробно, является, конечно, примерным. Он может быть легко изменён в соответствии с потребностями конкретного пользователя.

### Summary

*D.A. Tcheredov.* Electron tables used to estimate drying up losses in artificially incubated eggs. Original Microsoft Excel method to estimate drying up weight losses in incubated bird eggs is informed.

**ИЗУЧЕНИЕ ПОВЕДЕНИЯ ПТИЦ**

## БЮДЖЕТ ВРЕМЕНИ БЕЛОПЛЕЧЕГО ОРЛАНА И ОРЛАНА-БЕЛОХВОСТА В УСЛОВИЯХ МОСКОВСКОГО ЗООПАРКА

**Т. В. Воронина**

Московский зоопарк

Содержание крупных хищных птиц в вольерах имеет ряд особенностей, связанных с биологией этих видов. Здесь птицы сталкиваются с условиями, отличающимися от тех, которые существуют в дикой природе (ограниченность территории вольера и большая скученность птиц, из-за чего резко возрастает количество контактов между особями, отсутствие необходимости поиска пищи, присутствие многочисленных новых раздражителей в виде городского шума, посетителей рядом с вольером, сотрудников зоопарка и т. п.). Все эти факторы сказываются в первую очередь на поведении птицы, меняя его таким образом, чтобы обеспечить максимально комфортное и наименее энергоемкое существование особи. Целью данной работы является выяснение бюджета времени у белоплечего (тихоокеанского, камчатского) орлана (*Haliaeetus pelagicus*) и орлана-белохвоста (*Haliaeetus albicilla*).

### Материал и методы

Работа проводится на базе экспозиции Московского зоопарка, начиная с 1999 года и по настоящее время. Нами ведутся наблюдения за группой белоплечих орланов и орланов-белохвостов, содержащихся совместно с другими видами крупных хищных птиц (белоголовыми орланами, черными грифами и белоголовыми сипами) в вольере "Скала" на старой территории зоопарка. Полученные нами за время наблюдений данные затем сравниваются с материалами работы В. Б. Мастерова (1), по наблюдению за теми же видами орланов в дикой природе.

Для того, чтобы проводимые сравнения результатов обоих исследований были максимально достоверны, нами была использована та же методика наблюдений, что и в работе В. Б. Мастерова. Это метод случайных многомерных наблюдений (МСМН), иначе называемый методом временных срезов (ВС). Суть данной методики заключается в следующем: в процессе наблюдений на протяжении определенного отрезка времени через установленные промежутки (в нашем случае задавался интервал в 10 сек.) мы констатируем наличие или отсутствие той или иной формы активности, не замеряя время, потраченное птицей на нее (2). В отличие от других методов МСМН практически исключает возможность ошибки, связанной с измерением временных отрезков в момент хронометрирования, а также позволяет охватить длительные периоды времени и вести наблюдение сразу за несколькими особями, одновременно находящимися в поле зрения наблюдателя.

Для упорядочивания наблюдений нами были выделены следующие формы активности белоплечих и белохвостых орланов:

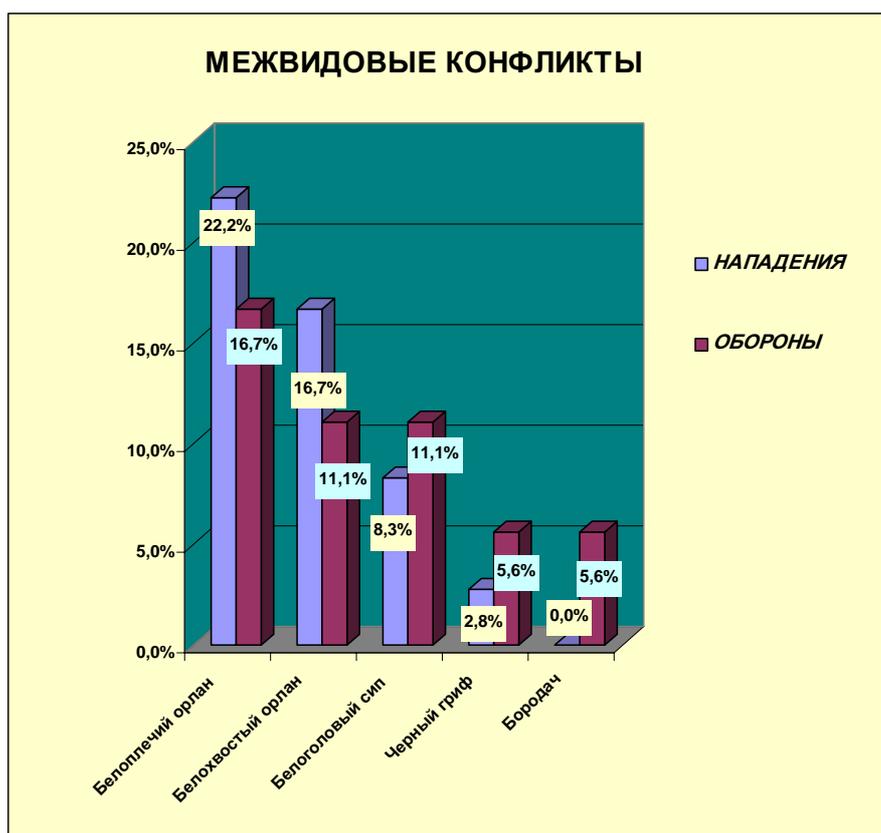
- дневное сидение (пассивное оглядывание) – ДС
- готовность к действию (поза напряжения) – ГД

- комфортное поведение (чистка оперения, дефекация, взъерошивание, переступание с ноги на ногу, сушка оперения, изменение позы) – КП
- акустическая активность – АкА
- демонстративное поведение (пассивные конфликты) – ДП
- драка (активные конфликты) – Д
- кормление (поедание пищи) – П
- ходьба, бег (вне демонстративного поведения) – Х
- машущий полет – МП
- форсированный полет (взлет с горизонтальной поверхности, ускоренный полет-преследование, перенос груза) – МП

## Результаты и обсуждение

Во время проводимых исследований бюджета времени хищных птиц, перед нами стояла также промежуточная задача по выяснению **степени активности** представителей разных видов хищных птиц в условиях совместного содержания в вольере. В качестве оценочного критерия нами был выбран единичный контакт между животными. Полученные данные отражены в диаграмме 1.

Диаграмма 1



Из диаграммы видно, что самыми активными среди обитателей вольера оказываются белоплечие орланы и орланы-белохвосты. Именно на долю представителей этих видов приходится наибольшее суммарное количество контактов (начиная от прямой агрессии до пассивных конфликтов и демонстративного поведения). Именно эти хищники в большинстве случаев являются атакующей стороной и инициаторами конфликтных ситуаций в вольере: 42% случаев приходится на белоплечих орланов, 31% –

на белохвостых орланов. Для этих же видов характерно и наибольшее число внутривидовых контактов.

Результаты наблюдений по выяснению **бюджета времени** белоплечего и белохвостого орланов в условиях неволи приведены на следующих диаграммах.

Диаграмма 2

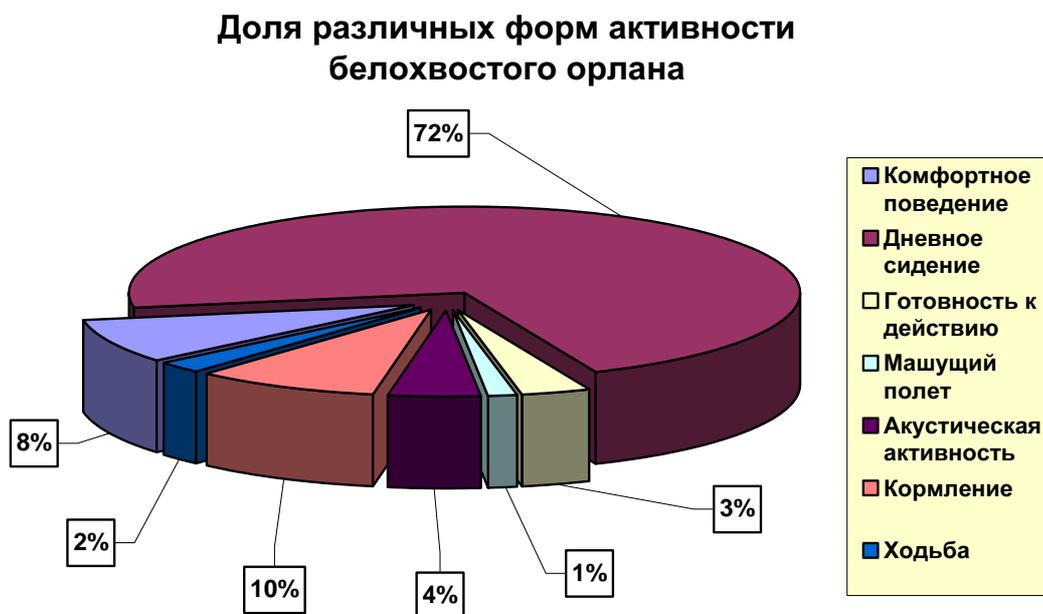
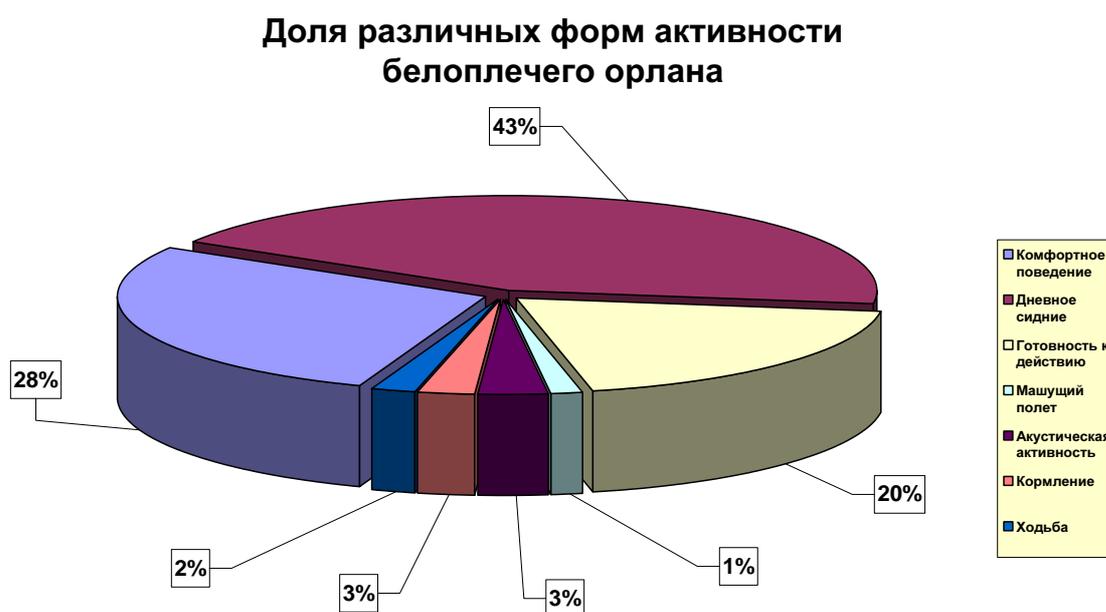


Диаграмма 3



Сравнение полученных нами данных с результатами работы В. Б. Мастерова показало следующее: в случае вольерного содержания у представителей обоих видов происходит перераспределение долей некоторых форм активности в дневном бюджете времени. В первую очередь это относится к комфортному поведению, акустической активности и готовности к действию (другие формы поведения меняются, но не столь значительно) – основным критериям оценки состояния животного. Некоторые результаты сравнения приведены в таблице 1.

**Таблица 1.** Изменение долей некоторых форм активности в бюджете времени орланов при вольерном содержании по сравнению с естественными условиями.

<b>ДЛЯ БЕЛОПЛЕЧИХ ОРЛАНОВ</b>						
<b>условия обитания</b>	<b>доля форм активности в бюджете времени</b>					
	ДС	КП	ГД	МП	АкА	Х
<b>вольерное содержание</b>	0,443	<b>0,286</b>	<b>0,196</b>	0,012	<b>0,03</b>	0,003
<b>вольное</b>	0,496	<b>0,088</b>	<b>0,240</b>	0,015	<b>0,013</b>	-
<b>ДЛЯ ОРЛАНОВ-БЕЛОХВОСТОВ</b>						
<b>условия обитания</b>	<b>доля форм активности в бюджете времени</b>					
	ДС	КП	ГД	МП	АкА	Х
<b>вольерное содержание</b>	0,732	<b>0,084</b>	<b>0,034</b>	0,014	<b>0,023</b>	0,091
<b>вольное</b>	0,733	-	<b>0,144</b>	0,039	-	-

Из таблицы видно, что для *белоплечих орланов* доля комфортного поведения меняется с 0,088 до 0,286 (естественные условия и условия вольерного содержания соответственно), готовность к действию – с 0,240 до 0,196, акустическая активность – с 0,013 до 0,03. Для *орланов-белохвостов* доля готовности к действию изменяется с 0,144 до 0,034, доля комфортного поведения составляет 0,084, а акустической активности – 0,023 (3). Мы склонны объяснить такие изменения следующим образом. Значительно большая доля таких форм активности как комфортное поведение и акустическая активность в бюджете времени орланов по сравнению с естественными условиями обитания вызвана стремлением хищников уменьшить неизбежные энергетические затраты на возникающие в группе многочисленные конфликты. Стараясь по возможности избегать прямых агрессивных контактов, птицы используют различные сигналы (прибегают к демонстративному поведению, проявляют акустическую активность, которая часто носит цепной характер у большинства обитателей вольера), что является примером смещения форм активности.

### Список литературы

1. Мастеров В. Б. 1992. **Экологическая энергетика и межвидовые отношения орланов на Нижнем Амуре и острове Сахалин.** Автореф. кандид. диссер., М., 22 с.

2. Бардин А. В., Ильина Т. А. 1986. **Метод случайных многомерных наблюдений в изучении бюджета времени птиц.** - В кн.: "Изучение птиц СССР, их охрана и рациональное использование", ч. 1, Тезисы докладов 9 Всесоюз. орнитол. конф., Л, с. 60-62.

3. Воронина Т. В. 2003. **Бюджет времени белоплечего орлана и орлана-белохвоста при вольерном содержании в Московском зоопарке.** – В кн. «Материалы IV по хищным птицам Северной Евразии», Пенза, с. 19-21.

### Summary

*T.V. Voronina.* **Daily (twenty-four-hour) behaviour of Steller's sea eagle and white-tailed eagle at the Moscow Zoo.** In captivity some representatives of both species change their day-time activity, mainly comfort behaviour, acoustic activity, and readiness to act, which are primary criteria to evaluate condition of the animal.

## НЕКОТОРЫЕ ОСОБЕННОСТИ РАЗМНОЖЕНИЯ БЕЛОЩЕКОЙ КАЗАРКИ В МОСКОВСКОМ ЗООПАРКЕ

**М.А. Тарханова**  
Московский зоопарк

### Введение

Содержание и разведение водоплавающих птиц – одно из традиционных направлений специализации Московского зоопарка. Здесь ежегодно размножаются многие, в том числе и редкие виды гусеобразных. Один из них – белошекая казарка (*Branta leucopsis*) – является основным объектом наших наблюдений, начиная с осени 1998 года.

Успех размножения белошеких казарок зависит от многих факторов, среди которых наибольшее значение имеют условия содержания, заметно различающиеся в разных зоопарках. Однако даже при наилучших условиях в размножении всегда участвует только часть птиц. Некоторые казарки не образуют пар, другие не гнездятся, несут неоплодотворенные яйца и пр. Нашей задачей было выяснить, почему это происходит в каждом конкретном случае, что стало возможным только после длительных наблюдений за каждой казаркой и изучения «истории ее жизни». Собранные данные позволили нам оценить перспективность отдельных птиц для дальнейшего размножения.

Белошекие казарки относятся к моногамным видам гусеобразных. Для них характерно образование стабильных пар, которые могут сохраняться на протяжении всей жизни. В ряде зоопарков считают, что эта особенность дает возможность получать от казарок полноценное потомство в течение длительного времени, имея в коллекции всего несколько сложившихся пар птиц. Мы же предполагаем, что при содержании белошеких казарок в неволе следует учитывать и другие черты биологии этого вида. Прежде всего, это его высокий уровень социальности – ведь эти птицы не только гнездятся колониально, но и всю жизнь проводят в окружении себе подобных. К тому же белошекие казарки – не пожизненные моногамы, поскольку известно, что в природных популяциях некоторое количество взрослых белошеких казарок все же меняют партнеров в течение жизни (Forslund, 1992). Нам было важно выяснить, происходит ли смена партнеров у казарок в Московском зоопарке, по каким причинам и насколько часто, тем более, что новые партнеры могут в значительной мере менять поведение птиц и влиять на успех их размножения и выживаемость потомства.

Выбор партнера и образование пары у моногамных видов – сложный и жизненно важный процесс, в то время как исследований, посвященных ему, очень мало. Наблюдения за особенностями этого процесса позволяют понять, какие именно условия необходимо создать в неволе для формирования перспективных пар белошеких казарок.

Еще одним важным аспектом содержания казарок являются условия выращивания молодняка. В одних зоопарках самки насиживают кладки сами, в других же орнитологи считают целесообразным изъятие яиц из гнезд с последующим помещением их в инкубатор. Молодые казарки могут содержаться отдельно или вместе с родителями, совместно с молодняком других видов гусеобразных, либо большой группой, состоящей из

нескольких выводков. Мы предполагаем, что обстановка, в которой растут птенцы, во многом определяет индивидуальные особенности их поведения в будущем.

В данной работе мы попытались оценить все эти аспекты условий содержания белошеких казарок в зоопарках и обсудить их возможное влияние на успех размножения птиц.

### **Методика**

В период проведения наблюдений на пруду Новой территории Московского зоопарка в разное время содержалось от 20 до 30 белошеких казарок. Все они были помечены цветными пластиковыми кольцами и опознавались индивидуально. Во время наблюдений, которые велись при помощи 8-кратного бинокля, фиксировались все виды активности белошеких казарок и их размещение в пространстве относительно друг друга. Особое внимание мы обращали на птиц, входящих в состав постоянных или временных пар (или троек), и на все изменения, происходящие в их «семейном положении». Парой мы считали казарок в том случае, если они постоянно следовали друг за другом и большую часть времени держались вместе (Henk & Blaakmeer, 2001).

Наблюдения проводились во все сезоны года, но наибольшее их количество (около 500 часов) приходилось на период размножения. В это время фиксировались все меж- и внутривидовые конфликты, в которых принимали участие белошекие казарки. Совместно с сотрудниками отдела орнитологии несколько раз проводились проверки кладок всех гусеобразных, гнездившихся на островах пруда Новой территории. Ежегодно оценивался успех размножения белошеких казарок (гнездование считалось успешным только в случае вылупления птенцов).

### **Результаты и обсуждение**

Белошекие казарки содержатся в Московском зоопарке очень давно, первая птица была получена еще в 1867 г. Последние же поступления были из Скансена (Швеция) в 1985 г. и из Таллинна (Эстония) в 1990 г. С этого времени казарки размножались практически ежегодно, но без притока свежей крови. Единственная дикая птица, привезенная с Соловков осенью 1999 г., до сих пор в размножении не участвовала.

Практически весь год все белошекие казарки содержатся вместе, и только после вылупления птенцов, выводки вместе с родителями переводят в отдельные вольеры. Иногда 2-3 выводка помещаются в одну вольеру (например, на «Перголу»). В августе или сентябре подросших казарок выпускают обратно на пруд.

«Неравноценность членов объединения, неодинаковость их социальных ролей отличает коллектив от беспорядочного скопления особей и находит свое отражение в характерных структурных особенностях группы» (Панов, 2001). Все это вполне справедливо в отношении группы белошеких казарок, содержащихся в Московском зоопарке на пруду Новой территории. Несмотря на то, что эта группа в отличие от природной стаи имеет «искусственное» происхождение, и возможности перемещения птиц резко ограничены, наличие внутри нее определенной социальной структуры и сложных взаимоотношений между отдельными особями не вызывает сомнения (Тарханова, 2000).

К началу брачного сезона (конец февраля – март) в стае белошеких казарок, как правило, четко выделяются от 7 до 9 постоянных пар. Обычно именно эти пары, дер-

жавшиеся вместе всю зиму, в дальнейшем участвуют в размножении текущего года (таблица 1). Новые пары, часто не размножающиеся в текущем году, образуются позже, в апреле или даже в мае. Зимой половая активность казарок очень низка, и нам ни разу не удавалось увидеть образование новой пары в зимний период, как это отмечали другие орнитологи (Raveling, 1970; Owen et al., 1988).

На островах пруда Новой территории размещено 28 гнездовых домиков, в которых помимо белощеких казарок гнездятся и другие виды водоплавающих. Изначально мы считали, что белощекие казарки могут успешно гнездиться только в том случае, если им удастся занять один из домиков (Тарханова, 2000). Однако дальнейшие наблюдения показали, что иногда казарки успешно высидивают птенцов и в гнездах, расположенных открыто на земле. Правда, такое было возможно только при наличии у самки постоянно-го самца, который охранял кладку в ее отсутствие.

Площадь островов ограничена, и в сезон размножения наблюдается довольно интенсивная внутри- и межвидовая конкуренция за гнездовые территории (Тарханова, 2001, 2002). Неопытным молодым парам белощеких казарок в первый год обычно не удается отвоевать себе гнездовой участок, и в таком случае они, как правило, от размножения воздерживаются. Это вполне согласуется с общей стратегией размножения этого долгоживущего вида птиц, имеющей смысл только на протяжении длительного промежутка времени. В природе у молодых казарок столь мало шансов на успешное размножение, что им выгоднее «понапрасну» не расходовать ресурсы, а дожидаться «лучших времен» (Forsslund, 1992). Подобное поведение характерно для молодых пар белощеких казарок и в зоопарке. За пять лет, мы отметили всего один случай гнездования пары в первый год жизни обоих партнеров, но, к сожалению, и его нельзя признать успешным, поскольку птенцы у них так и не вылупились. Эта молодая пара смогла занять гнездовую территорию значительно позже, чем остальные казарки, только когда конкуренция за места гнездования значительно снизилась. Конечно, в природных популяциях столь позднее гнездование в условиях короткого арктического лета в любом случае было обречено на неудачу, поскольку птенцы не успели бы приобрести способность к полету до осени.

Наши наблюдения показали, что некоторые из содержащихся в зоопарке белощеких казарок не входят «в состав» постоянных пар (таблица 1). Это молодые казарки первых двух лет жизни, старые и ослабленные особи, птицы, потерявшие партнеров и еще не нашедшие новых, а также казарки с некими «отклонениями». Наиболее яркими представителями последних были самец 15, воспринимавший в качестве половых партнеров только пестроносых крякв, и гомосексуальная пара самцов 19-20 (Тарханова, 2000). Впрочем, даже таких казарок нельзя считать совсем «безнадежными». Так, самец 15 смог бы, возможно, изменить свое поведение при содержании в отдельном вольере с самкой белощекой казарки. Что же касается гомосексуальной пары, то после того, как одного самца мы передали в другой зоопарк, второй отказался от своих «вредных привычек», и у него образовалась связь сразу с двумя самками.

Как правило, птицы, не состоящие в паре, в размножении не участвуют. Правда, дважды мы отмечали гнездование одиноких самок (№№ 3 и 21), не имеющих постоянных самцов, но в обоих случаях они бросали кладки еще до окончания периода инкубации. Дело в том, что при наших условиях содержания одинокие самки практически не

имеют возможности нормально кормиться, отдыхать, ухаживать за оперением, а иногда и насиживать кладку. Стоит им выйти из домиков, как их тут же начинают преследовать молодые и холостые самцы, а при попытке вернуться на кладку одинокие самки часто сталкиваются с агрессией пар, гнездящихся на соседних участках. Был зафиксирован случай, когда самка так и не смогла вернуться на кладку, и та погибла от переохлаждения (Тарханова, 2000).

Таблица 1. Данные по белошеким казаркам в сезон размножения

Год	Количество казарок	Количество постоянных пар	Общее количество кладок	Кол-во кладок, из кот. вылупились птенцы
1998	27	-	-	3 пары 1, 2, 3
1999	25	8	10	1 пара 1
2000	21	7	9	3 пара 1, самец 10 – самка 13 самец 16 – самка 2
2001	26	8	7	4 самец 10 – самка 13 самец 16 – самка 2 самец 12 – самка 21 самец 19 – самки 3,4
2002	32	9	9	5 пара 1 самец 10 – самка 13 самец 19 – самки 3,4 самец 8 – самка 32 самец 26 – самка 36

Самки, имеющие постоянных партнеров, редко бросают кладки и обычно насиживают их полный срок, а иногда и на неделю дольше. Однако ежегодно из значительной части кладок птенцы так и не вылупляются (см. табл. 1). В среднем выводимость достигала всего 35%, а в отдельные годы успех размножения был еще ниже (так, в 1999 г. из 10 кладок вылупился лишь 1 птенец). И только в 2001 г. птенцы вылупились больше, чем из половины кладок.

Данные других зоопарков по размножению гусей и казарок очень противоречивы. Например, в стае полувольных горных гусей, гнездящихся на озере в южной Германии, птенцы вылуплялись только из 30% яиц (Lamprecht, 1985). В то же время в Харьковском зоопарке за период 1971-1989 гг. средняя выводимость из яиц у горного гуся достигала 58% (Севастьянов и др., 1990).

К сожалению, провести учет гнезд, в которых не вылупились птенцы, на колониях гусеобразных в природных популяциях очень сложно, поскольку оставшиеся в гнездах яйца обычно становятся добычей песцов или пернатых хищников. Тем не менее, есть

данные, что птенцы вылупляются из 90% яиц белошеких казарок, гнездящихся на Шпицбергене (Dittami et al, 1977). Несколько легче собрать материал по уткам, гнездящимся в дуплах, кладки которых менее доступны для хищников. Например, у каролинок при гнездовании в искусственных дуплянках птенцы вылуплялись в среднем в 40% гнезд (Haramis & Thompson, 1985). Однако до появления дуплянок, когда гнезда уток располагались только в естественных дуплах и плотность гнездования была низкой, успех размножения, напротив, был значительно выше – птенцы вылуплялись в 90% гнезд (а не вылуплялись они в основном из неоплодотворенных яиц, которых было около 7%).

Вероятно, процент «выводимости» подвержен столь значительным колебаниям, поскольку зависит от многих факторов. Создается впечатление, что в природе у колониально гнездящихся гусеобразных основные потери на стадии инкубации происходят за счет уничтожения яиц хищниками, однако почти из всех уцелевших яиц (за исключением неоплодотворенных) птенцы вылупляются. В зоопарках же при снижении или полном исчезновении пресса хищников и увеличении плотности гнездования, возможно, усиливается влияние неблагоприятных условий содержания птиц, связанных с социальными факторами, неправильным кормлением самок, а, возможно, и с загрязнением окружающей среды, имеющим место в крупных городах. Количество неоплодотворенных яиц при этом остается примерно таким же, как в природных популяциях (около 7%), но эмбрионы часто погибают на какой-либо стадии инкубации – 41-58% случаев (Lamprecht, 1985). В Московском зоопарке мы также ежегодно отмечали гибель эмбрионов белошеких казарок на разных стадиях развития. Среди прочих причин невылупления: заражение отдельных кладок грибком и агрессия со стороны других гусеобразных. Было зафиксировано несколько случаев, когда нормально развитые птенцы не могли разбить скорлупу. Дважды это происходило из-за того, что самок, насиживающих кладки, прогоняли другие казарки или белые гуси, и они не имели возможности греть птенцов во время вылупления (Тарханова, 2000).

Несмотря на то, что эти неблагоприятные условия действовали, казалось бы, одинаково на всех белошеких казарок, содержащихся в Московском зоопарке, только одна из пар (пара №1) успешно «противостояла» им и размножалась практически каждый год (за исключением 2001 г., когда их прогнали с кладки новозеландские огари, а затем белые гуси (Тарханова, 2002). За весь период наших наблюдений пара №1 вырастила «до взрослого состояния» 15 птенцов, и к 2002 г. трое из них уже сами принимали участие в размножении. В сентябре 2002 г. на пруду Новой территории содержалось девять разновозрастных птенцов пары 1 и четверо их внуков. На втором месте по плодовитости стоит пара самец 10 – самка 13. Правда, в отличие от образцовых родителей, пары № 1, самка 13 постоянно использовала совершенно особую стратегию размножения – почти каждый год часть яиц она подкладывает в гнезда других белошеких казарок, часть высидывает сама. Из яиц, отложенных самкой 13 с 1999 г., вылупилось 7 птенцов, и к сентябрю 2002 г. все они были живы. «Большой вклад» в зоопарковскую популяцию, вероятно, внес самец 3, принимавший участие в размножении с 1993 по 1998 гг. К сожалению, он погиб в 1999 г., но в 1998 г. у пары 3 было пятеро птенцов, трое из которых (самцы 8, 10 и 12) в настоящий момент размножаются и играют важные роли в социальной структуре стаи, занимая верхние ступени иерархической лестницы (Тарханова, 2001). У всех остальных пар успех размножения ниже, и «до взрослого состояния»

доживают единичные птенцы, хотя они делают попытки размножения почти каждый год (рис. 1).

Общеизвестно, что в стаях хищников (волк, гиеновая собака) обычно размножается только одна доминирующая пара животных, которая к тому же часто «организует» деятельность всей стаи (Панов, 2001). Как это ни удивительно, нечто похожее обнаружил известный этолог К. Лоренц со своими коллегами при изучении полуволевой стаи серых гусей, «основанной» им в 1973 г. (Hemetsberger, Kotrchal, 1999). Выяснилось, что основное число гусят за эти годы было произведено очень небольшим числом членов стаи. Это же явление оказалось характерным и для группы белощеких казарок, содержащихся в Московском зоопарке. Здесь тоже есть доминанты и «главные производители» – пара № 1. Самец 1 вообще занимает совершенно исключительное положение в социальной структуре этой группы. Он самый старый и опытный – родился в 1983 г. в Скансене, в Московский зоопарк попал в 1985 г. Единственный из всех белощеких казарок этот самец практически никогда не подвергается агрессии со стороны других самцов и сам инициирует все внутривидовые конфликты, что позволяет говорить о его особом, наивысшем статусе. При этом общий уровень его агрессивности не превышает таковой у других самцов, но в отличие от них он сохраняет агрессивность в течение всего года, а не только в период размножения (Тарханова, 2000). В межвидовых конфликтах самец 1 также ведет себя гораздо более активно, чем остальные белощекие казарки, и способен даже противостоять агрессии белых гусей, обеспечивая своим птенцам и самке возможность кормиться на кормовой косе осенью и зимой. Пожалуй, можно говорить даже о некотором подобии «организации деятельности стаи» этим самцом. Мы неоднократно наблюдали, что большинство казарок стараются держаться поближе к нему, ориентируются на него и часто повторяют все его действия.

Изучение популяции белощеких казарок, гнездящихся в Швеции, показало, что их репродуктивный успех непрерывно возрастает на протяжении первых 4-5 лет, что, по всей вероятности, связано с ростом опыта птиц, проявляющемся в более эффективном кормлении, успешном избегании хищников и внутривидовом доминировании (Forslund, 1992). Лоренц с коллегами установили, что успех размножения серых гусей тоже растет с каждым последующим сезоном вне зависимости от возраста партнера и смены партнера. При этом они считают, что о перспективности отдельных пар можно судить по успешности их размножения уже в первые два сезона (Hemetsberger, Kotrchal, 1999).

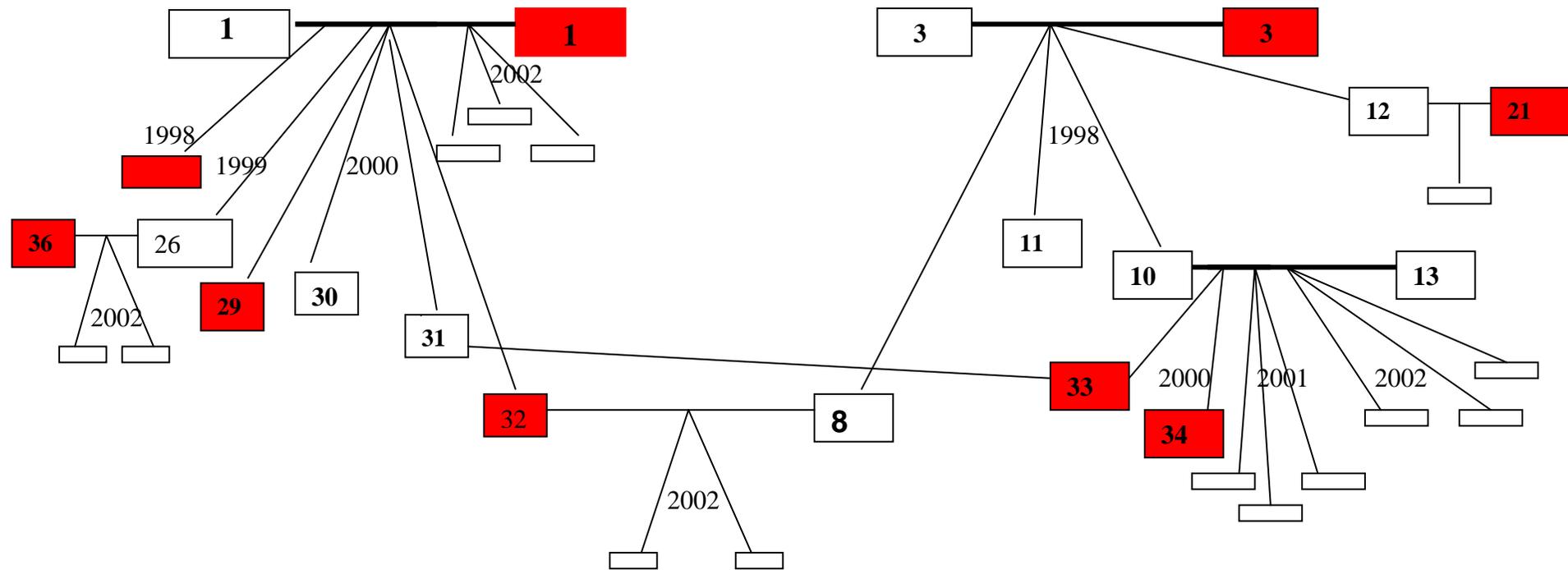


Рис. 1. Генеалогическое древо

Данные, собранные нами в Московском зоопарке во время наблюдений за белошекими казарками, противоречат последнему утверждению. Мы отмечали, что в первый год образования пары, ее размножение часто бывает неудачным, даже если оба партнера – взрослые и опытные птицы. (Так, первые два года ни одного птенца не вылупилось у пары № 1). Вероятно, опытным птицам тоже необходимо некоторое время, чтобы приспособиться друг к другу и научиться координировать свои действия (а это одно из необходимых условий успеха гнездования). Разумеется, у молодых птиц, впервые делающих попытку гнездования, шансов на успех в первом сезоне еще меньше. На второй сезон молодая пара часто добивается относительного успеха: самец может отстоять свое право на гнездовую территорию, а самка отложить яйца, но птенцы все-таки вылупляются далеко не всегда. Только после третьего-четвертого сезонов мы можем довольно уверенно судить о дальнейших перспективах каждой пары, поскольку в их последующие годы успех размножения обычно остается более-менее стабильным.

Некоторые орнитологи полагают, что в зимний период птиц целесообразно содержать «в общем стаде», весной же их необходимо отсаживать по парам в отдельные вольеры, как это практиковалось, например, в дичепитомнике ЦНИЛ Главохоты РСФСР с канадскими казарками. При этом наиболее сложной задачей становится «выявление сформированных пар, которые образуются на всю жизнь. Правильное выявление таких пар из общего стада канадских казарок определяет успешность размножения птиц в неволе» (Фокин, 1982). Нам представляется, что при таком способе содержания не учитываются некоторые особенности экологии казарок. Общеизвестно, что у таких социальных птиц, как гуси и казарки, любой тип поведения, начатый одной птицей, подхватывается всей стаей (Ebbinge & Ebbinge-Dallmeijer, 1975). Именно поэтому благодаря взаимной стимуляции пар казарки демонстрируют более активное половое поведение при групповом содержании. Мы полагаем, что белошеких казарок все-таки предпочтительнее содержать группами не только зимой, но и в сезон размножения, даже, несмотря на дополнительные проблемы, возникающие из-за взаимной агрессии отдельных пар. К тому же эту агрессию можно значительно снизить, разделив территории островов при помощи каких-либо визуальных преград (бревен, камней и пр.)

Для долго живущих моногамных видов, у которых существует четкое распределение обязанностей внутри пары, и о птенцах заботятся оба родителя, правильный выбор партнера жизненно важен. Образование пары у таких видов – это сложный многоступенчатый процесс (Choudhury et al, 1993). Поиск подходящего партнера требует определенных энергетических и временных затрат, и у птиц выработались специальные механизмы, уменьшающие их. Один из них – поиск потенциального партнера среди уже знакомых, но не родственных птиц (Choudhury & Black, 1994).

Наши наблюдения показывают, что все казарки, содержащиеся на пруду Новой территории, прекрасно знают друг друга и, вероятно, помнят всю жизнь. Так или иначе, новых птиц они принимают с большим трудом. Единственная дикая казарка (самец), попавшая к нам в 1999 г. с Соловецких островов, долгое время держалась на периферии группы и до сих пор не нашла себе партнера среди зоопарковских казарок. Самки, похоже, «вливаются в коллектив» несколько легче. Так, из двух самок, поступивших в Москву в 2000 г. из другого зоопарка, одна уже через месяц образовала временную пару, через год эта пара стала постоянной, а в 2002 г. самка 36 успешно размножилась. Вторая сам-

ка пока вступала только во «временные союзы». Не исключено, что московские казарки узнали этих самок и именно поэтому так быстро приняли их «в стаю». Дело в том, что обе самки родились в 1995 г. в Московском зоопарке, и только через год были переданы в другой город.

При гибели одного из партнеров, другой зачастую испытывает сильный стресс и далеко не сразу находит ему замену. Только однажды мы наблюдали, очень быстрое появление нового партнера у самки 2 после гибели ее постоянного самца. Но это был особый случай, поскольку самец 16, ставший этим партнером, пытался отбить самку 2 у самца 2 еще весной предыдущего года. В тот момент эта попытка не увенчалась успехом, но, по всей вероятности, между самцом 16 и самкой 2 все же установились некие взаимоотношения, в дальнейшем позволившие самцу 16 быстро заменить погибшего соперника. Только 3% белошеких казарок находят нового партнера за срок не дольше 20 дней, у большинства же на это уходит от 3 до 9 месяцев. Некоторые исследователи считают, что смена партнера – чаще всего случайность, никак не связанная с неудачным гнездованием в предыдущем сезоне (Owen et al, 1988), однако, наши данные показывают, что это не всегда так. Две пары (самец 18-самка 17 и самец 8 - самка 22) распались, вероятнее всего, из-за бесплодия одного из партнеров. Эти пары гнездились несколько лет подряд, но у них ни разу не вылупились птенцы. В конце концов, самка 17 образовала временную пару с самцом 10 (*подробности см ниже*), а самец 8 – постоянную пару с самкой 32. Последний процесс был весьма драматичным, поскольку самка 22 никак не могла смириться с таким положением дел и в течение двух недель везде сопровождала новую пару, причем все три птицы постоянно громко вокализировали. Впоследствии самка 22 образовала временную пару с самцом 30, но после вылупления птенцов у самки 32 сделала попытку отбить их.

Выяснилось, что смена партнера у взрослых птиц – не такое уж исключительное явление, как можно было бы предположить, исходя из утверждения о безусловной и даже «пожизненной» моногамии у белошеких казарок. По сообщениям из Швеции от сезона к сезону не менее 90% пар местных белошеких казарок остаются с прежними партнерами (Forslund, 1992). Ежегодный «уровень разводов» у казарок, гнездящихся на Шпицбергене, еще ниже – он составляет всего 1,7% (Owen et al, 1988). По нашим предварительным подсчетам смена партнеров в парах белошеких казарок в Московском зоопарке происходит не реже, а, возможно, и чаще, чем в природных популяциях. Нами зафиксировано, по крайней мере, 7 случаев смены партнеров у взрослых птиц, произошедших без гибели одного из членов пары (Тарханова, 2002), а это дает ежегодный «уровень разводов» около 10%.

При подборе пар из молодых казарок возникает еще больше сложностей. В первый и второй год жизни большинство белошеких казарок не размножаются, гнездиться же они начинают, как правило, в возрасте 3-5 лет. Стабильные пары у казарок могут формироваться уже на вторую зиму жизни, но перед этим примерно 1/3 всех птиц вступают во временные союзы. В выборе партнера принимают участие оба пола, и каждая казарка зачастую меняет нескольких потенциальных партнеров прежде, чем образует стабильную пару. В исследованиях Choudhury & Black (1993) не более половины птиц образовывали постоянную пару с первым же партнером. Остальные меняли от 1 до 6 партнеров, с которыми вступали во временные союзы, существовавшие от 1 дня до 9

месяцев (но чаще всего несколько дней). Интересно, что такое поведение было характерно как для самцов, так и для самок, мы наблюдали это и в Московском зоопарке (таблица 2).

По данным других орнитологов (Henk, Blaakmeer, 2001) по несколько партнеров меняет даже не половина, а большинство казарок, к тому же временные партнеры почти никогда не становятся окончательными (то есть теми, с кем казарка будет размножаться). Тем не менее, оба пола, по всей вероятности, имеют значительные преимущества от вступления во временные союзы. Как только молодая казарка находит себе партнера (даже временного) и начинает держаться рядом с ним, ее статус, как правило, повышается, и она значительно реже подвергается агрессии со стороны взрослых птиц. Henk и Blaakmeer (2001) считают, что это особенно важно для самцов-однолеток, поскольку именно на них в основном направлена агрессия взрослых самцов, защищающих свои гнездовые территории (87% всех конфликтов). Правда, согласно нашим наблюдениям гораздо больше агрессивных реакций вызывают самцы второго года жизни. Самцы-однолетки, как правило, еще не делают попыток отвоевать себе гнездовые территории и довольно редко сталкиваются со взрослыми птицами – в 1999 г. на долю этих самцов приходилось всего 15% конфликтов. Двухлетние самцы ведут себя гораздо активнее: многие из них образуют временные или даже постоянные пары и часто появляются на островах, где расположены гнездовые домики, а именно там и происходит большинство конфликтов между самцами (например, в 2000 г. двухлетние самцы участвовали в 40% всех конфликтов).

В зимний период, когда внутривидовая агрессивность снижается, преимущество от вступления во временные союзы, по-видимому, теряет свое значение, поэтому временные пары, которые образуют годовалые и двухлетние гуси, зачастую распадаются, а весной соединяются вновь (Raveling, 1970). Это было характерно и для некоторых временных пар белошеких казарок в Московском зоопарке.

Входя в состав временного союза, молодые казарки набираются опыта, учатся координировать свои действия и «вести себя» определенным образом. В постоянных парах самец и самка практически всегда и везде следуют друг за другом и почти все действия производят синхронно. Еще одной важной чертой поведения самца является его постоянная агрессия по отношению к другим самцам, приближающимся к его самке. Мы отметили, что если один из партнеров часто проявляет слишком большую независимость или каким-либо другим образом нарушает «правила поведения», пара обычно через некоторое время распадается. Процесс обучения был особенно длительным у самца 26. Весной 2000 г., образовав временную пару с самкой 3, он всегда сопровождал ее на кормовую косу, но на острове, где она гнездилась, появлялся очень редко, поскольку опасался агрессии со стороны взрослых самцов. На следующий год в марте самец 26 образовал пару с самкой 36, но в апреле «влюбился» в самку 4 (свою старшую сестру). Почти месяц он никак не мог сделать выбор: то уплывал к самке 4, (входившей в состав тройки с самцом 19 и самкой 3), то возвращался к самке 36. Однако и находясь

Таблица 2. Образование пар и размножение молодых казарок в Московском зоопарке.

Номер, пол	Родители	Дата рожд.	I партнер	I гнездование	II партнер	II гнездование	III гнездование
12 самец	Самка 3 и самец 3	1998	весна 1999, 23	2000, 21 нет птенцов.	осень 1999, 21	2001, 21 1 птенец	2002, 21 Нет птенцов
10 самец	Самка 3 и самец 3	1998	2000, 13, 17 времен.	2000, 13 2 птенца	2001, 13, 17 времен.	2001, 13 подкладывает яйца 21 и самке 2. Повторн кладка, 2 птенца	2002, 13, 3 птенца. 2002, 17, нет птенцов
8 самец	Самка 3 и самец 3	1998	2000, самка 3	2000, 22, птенцов нет.	2000, 22	2001, 22, нет птенцов	2002, 32, 3 птенца
11 самец	Самка 3 и самец 3	1998.Погиб в 2000	1999, самка 4	2000, самка 4, нет птенцов.			
4 самка	Самка 1 и самец 1	1998	1999, 11	2000, 11, нет птенцов	2001, 19 - самка 3, 26 времен.	2001, 19, совместная кладка с самкой 3, нет птенцов	2002, 19, совместная кладка с самкой 3, 1 птенец
26 самец	Самка 1 и самец 1	1999	2000 самка 3, времен.	2002, 36 3 птенца	2001, 36 и самка 4 вре- мен		
29 самка	Самка 1 и самец 1	2000	2002, самец 41 времен.				
30 самец	Самка 1 и самец 1	2000	2002, 22 35 времен.				
31 самец	Самка 1 и самец 1	2000	2002, 33				
32 самка	Самка 1 и самец 1	2000	2001, бел. гуси врем.	2002, 8, 3 птенца	2002, 8		
33 самка	Самка 13 самец 10	2000	2002, 31				
34 самка	Самка 13 самец 10	2000	2002, 18 времен.				
41 самец	Самка 2 – самец 16	2001	2002, 29, 35 врем.				

рядом с самкой 36, самец 26 практически не реагировал на других молодых самцов. Только на третий (2002) год он стал следовать за самкой 36 «по пятам» и отгонять от нее других самцов. Именно в этом году мы отметили первое успешное гнездование этой пары.

Различия между индивидуумами по времени и затратам на выбор партнера, по всей вероятности, частично объясняются их индивидуальными различиями, которые в свою очередь могут отражать условия, в которых они росли. (Choudhury & Black, 1994). Затянувшееся «инфантильное» поведение самца 26, возможно, было связано с тем, что в 1999 г. он был единственным птенцом белощекой казарки и не имел никакого опыта общения со сверстниками (а это еще один довод в пользу группового содержания казарок). Обычно же молодые казарки из разных выводков объединяются и образуют своеобразный «подростковый клуб», члены которого отличаются большой активностью: они много перемещаются, исследуя территорию пруда, заходят в чужие домики, подвергаясь постоянной агрессии охраняющих их взрослых самцов, преследуют сходящих с кладок самок. Внутри таких «клубов» часто образуются временные, а иногда и постоянные пары, и молодые птиц, видимо, учатся "правильному" общению друг с другом. Мы наблюдали только два случая формирования постоянных пар из молодых птиц, которые произошли сразу, без предварительного перебора партнеров (самка 4 – самец 11, самка 33 – самец 31). Интересно, что в обеих парах партнеры были одногодками, хорошо знакомыми друг с другом, поскольку они хотя и были из разных выводков, но летом их содержали в одном вольере. Это как раз соответствует тому «идеальному выбору», о котором говорят Choudhury и Black (1994): партнер должен быть хорошо знакомый, но не родственник.

За 5 лет мы только дважды отмечали образование пар между родственными птицами: самец 8 образовал временную пару со своей матерью, самкой 3, а самец 26 – со своей сестрой, самкой 4). Однако обе пары существовали не дольше одного месяца, а затем распались.

Достаточно сложно определить критерии, согласно которым птица выбирает себе партнера, но, очевидно, что одни казарки пользуются повышенной популярностью, другие же долго остаются одинокими. Последние, по всей вероятности, имеют низкие шансы на дальнейший успех размножения, и их вряд ли целесообразно оставлять в стае. Именно таких птиц можно передавать в другие зоопарки. Шведские орнитологи выяснили, что молодые самцы предпочитают выбирать самок с большим весом, самки же выбирают самцов с более высоким иерархическим статусом (Henk & Blakmeer, 2001). Они же обнаружили, что птицы, состоявшие во временных союзах, раньше приступают к размножению, а самки в дальнейшем «производят» больше птенцов. По всей вероятности, преимущества, которые дает даже временный союз, столь существенны, что казарки довольно часто образуют пары даже с особью своего пола или сиблингом (а иногда и с особью другого вида). Подобные случаи мы неоднократно наблюдали в Московском зоопарке.

Среди белошеких казарок довольно часто наблюдаются не только пары, но и «тройки» птиц. Они формируются вследствие того, что при смене партнеров птицы могут использовать разные стратегии (Henk & Blakmeer, 2001). Одни казарки меняют партнера сразу (единомоментно), другие начинают ухаживать за новым партнером, продол-

жая удерживать при себе и старого (это более характерно для самцов). Иногда в результате применения второй стратегии образуются тройки, причем это могут быть как два самца при одной самке, так и наоборот. Обычно тройки сохраняются всего несколько дней, но некоторые самцы могут удерживать при себе двух самок в течение длительного времени, что и наблюдалось в Московском зоопарке (см. ниже).

Другой причиной образования «тройственных союзов» может являться потеря самого первого партнера. Как это описывал еще Конрад Лоренц в «Годе серого гуся» (1984): «самец обычно спаривается только со своей самкой, но если это уже вторая самка, а «первую любовь» он потерял, семейные узы не так крепки». Оказалось, что «ослабление семейных уз» в подобной ситуации характерно не только для самцов, но и для самок. Мы наблюдали его у самки 4 после гибели ее первого партнера, самца 11 в октябре 2000 г. Зимой она держалась вместе с родителями (это тоже описывает Лоренц – «если гусь теряет партнера, он часто старается вернуться к родителям»), а впоследствии в течение двух лет не могла образовать нормальную пару. В марте 2001 г. она вошла в состав тройки вместе с самцом 19 и самкой 3. Но если поведение самки 3 было вполне нормальным, то самка 4 все время проявляла самостоятельность и уходила на значительное расстояние от самца 19 (ранее, в паре с самцом 11, она этого никогда не делала). В начале апреля, как мы уже упоминали, у самки 4 возникли некие отношения с ее младшим братом, самцом 26. В течение месяца она тоже не могла сделать окончательного выбора и металась между двумя самцами: то уплывала с самцом 26 с острова, то возвращалась к самцу 19. В конце концов, временный союз брата и сестры распался, и самка 4 осталась в тройке с самцом 19 и самкой 3 (что имело для нее не особенно благоприятные последствия). Между этими самками началась жесткая конкуренция, причем самка 3 в этих взаимодействиях явно доминировала. Самка 4 первой устроила открытое гнездо и приступила к яйцекладке, но самка 3 целую неделю в буквальном смысле стаскивала ее с этого гнезда, а затем сама отложила в него яйца и стала их насиживать. Самка 4 продолжала держаться рядом с самцом 19 и при каждой возможности (например, когда самка 3 уплывала кормиться) садилась на кладку. Однако, возвращаясь, самка 3 ее сразу же прогоняла. Птенцы в 2001 г. так и не вылупились, но тройка не распалась. На следующий год обе самки опять сделали сдвоенную кладку и каким-то образом насиживали ее вдвоем внутри домика. Очевидно, они настолько сильно мешали друг другу, что вылупился только 1 птенец. В дальнейшем самки мало обращали на него внимания, и он вскоре погиб.

Иногда мы наблюдали в Московском зоопарке столь сложные и запутанные взаимоотношения между отдельными членами содержащейся здесь относительно небольшой группы белошеких казарок, что они не укладывались ни в какие схемы. В заключение приведем одну из таких историй.

Самец 18 и самка 17 гнездились два года подряд, но самка несла неоплодотворенные яйца. В 2000 г., когда самец 18 уже занял гнездовой участок, она стала уплывать с острова и «оказывать знаки внимания» молодому самцу 10. В начале весны этот самец держался вместе с самками 13 и 22, но затем обеих самок у него отбил его более агрессивный родной брат, самец 8. «Оставшись не у дел», самец 10 образовал временную пару с самкой 17. Самец 18 периодически подплывал к ним и отгонял его, после чего самка 17 обычно следовала за ним на остров к их домику, проводила там некоторое

время, но затем возвращалась к самцу 10. Возможно, самец 18 и смог бы вернуть ее, если бы действовал более настойчиво. Однако он гораздо больше был «озабочен» защитой гнездового участка и почти все время проводил на острове, яростно отгоняя от своего домика (в котором даже не было кладки!) всех приближающихся птиц.

Тем временем самки 22 и 13 сделали кладки в расположенных вплотную друг к другу открытых гнездах и насиживали их под охраной самца 8. Через две недели, когда кладки забрали, самка 22 осталась в паре с самцом 8, а самка 13 «вспомнила» про самца 10 – так сформировались две постоянные пары. Еще через неделю самка 13 начала повторную кладку в домике на другом острове. Самец 10 охранял ее, но и самка 17 по-прежнему держалась рядом с ними. Однако, как только самку 13, самца 10 и их вылупившихся птенцов забрали с пруда, самка 17 вернулась к самцу 18. Конец лета, осень и зиму они были вместе, но весной 2001 г., когда самец 18 занял территорию на острове, самка 17 стала буквально преследовать самца 10 и его семью. На этот раз тот не проявлял к ней никакого интереса, поскольку «был занят» птенцами. Ничего не добившись, самка 17 вновь вернулась к своему самцу. Весной 2002 г. ситуация повторилась, и самке 17 наконец удалось присоединиться к паре. Мы наблюдали, как она несколько раз спаривалась с самцом 10. Поначалу самка 13 на нее не реагировала, но когда самка 17 начала яйцекладку, ее поведение резко изменилось. Она неоднократно заходила в домик, выгоняя оттуда самку 17, и подложила туда несколько яиц. Агрессию стал проявлять и самец 10. Так, 14 мая самка 13 зашла в домик, вытолкнув оттуда самку 17, а самец 10, стоя «в дверях», не давал ей вернуться обратно. В конце мая самка 13 начала откладывать яйца в открытое гнездо, которое она устроила прямо за домиком, а самка 17 продолжала насиживать совместную кладку (птенцы из которой так и не вылупились). Самец 10 все время держался рядом, охраняя обеих самок. После того, как самка 13, самец 10 и их птенцы были переведены в отдельную вольеру, самка 17 опять вернулась к самцу 18. Таким образом, на протяжении трех лет эта самка в период размножения присоединялась к паре 10-13, а остальные сезоны проводила со своим «законным супругом», самцом 18. О подобных случаях нам не удалось найти упоминаний в литературе. Интересными индивидуальными особенностями обладает и самка 13. Помимо своей «склонности» к гнездовому паразитизму, она отличается тем, что на протяжении нескольких лет входила в состав разных троек (а не пар): сначала с самкой 22 и самцом 14, затем с самкой 22 и самцом 10, и, наконец, с самцом 10 и самкой 17.

### **Выводы и рекомендации**

В настоящий момент белошекие казарки содержатся в Московском зоопарке только на пруду Новой территории. Площадь островов, на которых расположены гнездовые домики, ограничена, и наши наблюдения показывают, что она достаточна для гнездования не более 7-8 пар белошеких казарок. Во время распределения гнездовых территорий между отдельными парами часто происходят агрессивные взаимодействия, однако внутривидовая конкуренция обычно не сказывается на выживаемости птиц. Гораздо более серьезные отрицательные последствия может иметь межвидовая конкуренция с более крупными и агрессивными видами гусеобразных (Тарханова, 2002). Тем не менее, несмотря на постоянное присутствие сильных конкурентов – белых гусей,

большинство пар белошеких казарок ежегодно находили себе место для гнезд. Однако в 2003 г. ситуация может измениться. Мы ожидаем, что гнездовая конкуренция между этими двумя видами усилится в связи с возможным увеличением количества гнездящихся пар белых гусей.

Некоторая часть белошеких казарок ежегодно не участвует в размножении. Для пар, состоящих из молодых птиц и имеющих мало шансов на успешное размножение в первые годы, это вполне оправданно. Только после 3-4 сезонов их размножение может достигнуть стабильного уровня. Эта особенность размножения долгоживущих белошеких казарок не позволяет нам судить о перспективности отдельных пар по результатам одного сезона размножения – для этого необходимы более длительные, и, даже, многолетние наблюдения.

Успешность размножения белошеких казарок зависит от целого ряда факторов, среди которых немаловажное значение играют индивидуальные особенности птиц и их предыдущий опыт гнездования. В природных условиях, где казарки встречаются тысячами стаями, проследить за каждой особью на протяжении нескольких лет чрезвычайно сложно. Зоопарки же предоставляют для этого все возможности, и знание «истории жизни» каждой птицы является обязательным условием для оценки ее возможностей в будущем.

Хотя белошекие казарки – моногамы, часть взрослых птиц все же меняет партнеров в течение жизни, причем это может происходить не только в случае гибели одного из членов пары, но и по иным причинам. Смена партнера может повлиять на статус птицы, ее поведение и размножение. У молодых казарок процесс выбора партнера достаточно сложен. В природных популяциях большинство из них предварительно перебирают по несколько потенциальных партнеров, прежде чем выбрать наиболее подходящего окончательного. Мы полагаем, что для успешного размножения белошеких казарок в зоопарках условия образования пар следует приблизить к природным. И у взрослых, и у молодых казарок должна быть возможность выбора, и это требует содержания некоторого количества «резервных» птиц. Они не участвуют в размножении в данный момент, но их никак нельзя назвать «лишними», поскольку эти «резервные» птицы могут занимать «вакансии» по мере их появления. Таким образом, помимо 7-8 сложившихся пар, в группу белошеких казарок, содержащихся в Московском зоопарке, необходимо включить еще 10-12 птиц разного возраста (включая часть приплода текущего года.) Разумеется, среди них не желательно наличие птиц с различными отклонениями в половом поведении. Выявление таких казарок было важной частью нашей работы.

Наиболее важное значение для успешного размножения белошеких казарок в неволе имеют условия, в которых они содержатся в зоопарках. Мы полагаем, что высокий уровень социализации белошеких казарок позволяет и, даже, делает обязательным совместное содержание всех имеющихся птиц в течение всего года. В отдельных вольерах нуждаются только птенцы сразу же после вылупления, причем их желательно отсаживать вместе с родителями. Согласно нашим данным, птенцы, выращенные родителями, гораздо жизнеспособнее «инкубаторских», которые испытывают большие сложности с адаптацией в группе, зимой часто плохо питаются и при низких температурах могут погибнуть от истощения. За период 1998-2002 гг. в Московском зоопарке птенцы ежегодно вылуплялись, обычно, у 3 (реже у 4) пар белошеких казарок. Как показал опыт, все вы-

водки можно содержать вместе в достаточно обширной вольере с водоемом и травяным покрытием, типа «Перлогы». Присутствие в вольере выводков других, более агрессивных видов гусеобразных может отрицательно сказаться на выживании выводков белошеких казарок. Так, в 2002 г. высокая агрессивность взрослых лебедей-трубачей, охранявших своих птенцов, по всей вероятности, послужила причиной гибели двух птенцов и одного взрослого самца белошекой казарки.

Выводки содержатся вне пруда в течение двух-трех месяцев. За это время казарки успевают привыкнуть друг к другу, и первоначальная агрессивность взрослых птиц постепенно сменяется взаимной терпимостью. Молодые белошекие казарки в природных популяциях проводят лето недалеко от мест размножения вместе с неразмножающимися и холостыми птицами. Там они знакомятся и запоминают друг друга, вероятно, на всю жизнь. В дальнейшем молодые казарки предпочитают выбирать партнеров среди знакомых птиц, что позволяет им экономить время и энергию. Мы предполагаем, что подобный процесс имеет место и в Московском зоопарке, поскольку неоднократно наблюдалось образование временных и даже постоянных пар среди совместно содержавшихся молодых казарок. В свою очередь, раннее образование пар приводит к более раннему началу размножения.

Подрощенных птенцов белошеких казарок переводят обратно на пруд Новой территории. Делать это желательно в конце августа, чтобы дать им достаточно времени на адаптацию к новым условиям до наступления зимних холодов. Возможно, некоторую часть птенцов именно в этот момент целесообразно передавать в другие зоопарки. Осень является одним из критических периодов в жизни молодых казарок, поэтому при переводе выводков на пруд в более поздние сроки, их необходимо дополнительно подкармливать хотя бы первое время. Зимой, если температура долго держится ниже 20 градусов, ослабленные казарки нуждаются в переводе в отапливаемое помещение.

Ежегодные проверки гнезд показали, что почти из половины кладок белошеких казарок не вылупляются птенцы. За период инкубации самки сильно худеют и слабеют, что, казалось бы, лишено биологического смысла в случае насиживания погибших яиц, да еще и дольше положенного срока. Как это ни странно, приходится предположить, что самки казарок не способны определить, жив ли зародыш в яйце или нет. Эта способность не выработалась у них, возможно, потому, что в природе гибель зародыша происходит достаточно редко. В Московском зоопарке «процент выводимости», по-видимому, значительно ниже, чем в природных популяциях, что может быть связано с социальными факторами (внутри- и межвидовой конкуренцией), неправильным кормлением самок во время зимовок и с сильным загрязнением воды пруда. Впрочем, все эти предположения нуждаются в дополнительной проверке.

## Список литературы

- Лоренц К. 1984. *Год серого гуся*. М.: «Мир».
- Панов Е.Н. 2001. *Бегство от одиночества*. М.: «Лазурь».
- Севастьянов В.П., Стрелков Д.Г., Шабалтас Н.Д. 1990. *Содержание и разведение редких видов гусей*. Научные исследования в зоологических парках. Ленинградский зоопарк. Вып. 2, М., с. 60-72.

- Тарханова М.А. 2000. **Наблюдения за белошековыми казарками в Московском зоопарке.** Научные исследования в Зоологических парках, вып. 13, М., с. 71-92.
- Тарханова М.А. 2001. **Социальная структура группы и гнездование белошековой казарки в Московском зоопарке.** Казарка № 7. Бюллетень рабочей группы по гусяобразным Северной Евразии. М., с. 307-316.
- Тарханова М.А. 2002. **Влияние межвидовой конкуренции на жизнедеятельность белошековых казарок в смешанной экспозиции водоплавающих на пруду Новой территории Московского зоопарка.** Научные исследования в зоологических парках, вып. 14. М., с. 221-242.
- Фокин С.Ю. 1982. Поведение и акустическая сигнализация канадской казарки в период формирования пар. **Экологические исследования и охрана птиц Прибалтийских республик.** Тез. докл. Прибалт. конфер. молодых орнитологов. Каунас, с. 131-134.
- Choudhury S. & Black J.M. 1993. **Mate-selection behaviour & sampling strategies in geese.** Anim. Behav, 46, 747-757.
- Choudhury S. & Black J.M., 1994. **Barnacle Geese preferentially pair with familiar associates from early life.** Anim. Behav., 48, 81-88.
- Dittami J., Thomforde Ch., Kennedy S. 1977. **Preliminary observations on the nesting of Barnacle Geese in Spitsbergen.** Wildfowl. 28: 94-100.
- Ebbinge B. & Ebbinge-Dallmejer D. 1975. **Barnacle Geese in the arctic summer.** Norsk Polarinstitut Arloon. Oslo. P. 1076.
- Forslund P. 1992. **Effects of reproductive tactics and population density on breeding success in the Barnacle Goose.** Acta Univers. Upsaliensis Uppsala.
- Haramis G.M. & Thompson D.Q. 1985. **Density-production characteristics of box-nesting wood ducks in a northern greentree impoundment.** J. Wildl.Manage. 49(2):429-436
- Hemetsberger J., Kotrchal K. 1999. **Long-term reproductive success in a flock of greylag geese: the role of experience, tradition and individual life history traits:** Abstr. XXVI International Ethological Conference, Bangalore //Adv,Ethol. 34: 197.
- Henk P. Van Der Jeud & Blaakmeer K. 2001. **Teenage love: the importance of trial liasons, subadult plumage & early pairing in barnacle geese.** Anim. Behav. 62: 1075-1083.
- Lamprecht J. 1985. **Social dominance and reproductive success in a goose flock.** Max-Planck-Institut, Seewiesen. 51-65.
- Owen M., Black J. & Liber H. 1988. **Pair bond duration and timing of its formation in Barnacle Geese.** Waterfowl in winter. Minneapolis: University of Minnesota Press: 23-38
- Raveling D.G. 1970. **Dominance relationship and agonistic behavior of Canada geese in winter.** Behaviour, 37, 291-319.

## Summary

**M.A. Tarkhanova. Some aspects of Barnacle goose, *Branta leucopsis* breeding and reproductive success at the Moscow Zoo.** The behaviour of Barnacle geese has been observed in the Moscow Zoo since 1998. The aim of the study was to describe mate-sampling behaviour, social structure and the effect of social dominance on the breeding success of captive barnacle geese group. About 30 birds were identifiable through individual marking by colour rings.

Our investigation shows that dominance increase reproductive success of captive barnacle geese. High-ranking males have more chances to acquire and defend a nest site. Low-ranking males, usually younger birds, are often driven away from nest sites by the dominant ones. Social rank of geese varies with age, experience and other factors such as changing of the partner, composition of the group and physiological condition of the bird. The available territory of the islands with nest-boxes is enough for the breeding of 7-8 pairs of barnacle geese.

The barnacle goose is a long-term monogamous species and first-time pairing generally occurs at 2-3 years of age. Successfully hatching and rearing goslings is usually achieved only after several seasons. During the mate-choice process most of the barnacle geese go through one or more partners before settling with a consistent mate. They know all the members of their group and preferentially pair with associates from early life. The temporary "trial liaisons" may last from a few days to several years. Adult birds can also change their partners. We think that in addition to the breeding core the group of captive barnacle geese should include a number of single birds that might be involved in breeding some time.

The barnacle geese are very sociable in all seasons. Although better breeding results are obtained from isolated pairs, courtship and other behavior patterns can be observed to advantage in-group. The hatching success of the barnacle geese in the Moscow Zoo is much lower than in the wild. Many factors can influence it: inter- and intraspecific competition, the poor physical conditions of females in spring and the pollution of the pond water. But all these factors need further study.

**УСПЕХИ СОДЕРЖАНИЯ И РАЗВЕДЕНИЯ  
РЕДКИХ И ЦЕННЫХ ВИДОВ ПТИЦ**

## УСЛОВИЯ СОДЕРЖАНИЯ ЖУРАВЛЕЙ В НЕВОЛЕ

**Э.В. Антонюк**

Окский биосферный государственный природный заповедник

Питомник редких видов журавлей был создан в 1979 г. на базе Окского заповедника с целью формирования искусственной популяции стерха, численность которого в природе катастрофически мала.

В настоящее время в питомнике содержатся семь видов журавлей, гнездящихся на территории России: стерх, японский, даурский, черный, серый, канадский журавли и красавка (*Grus leucogeranus*, *Grus japonensis*, *Grus vipio*, *Grus monacha*, *Grus grus*, *Grus canadensis*, *Anthropoides virgo*). За время существования питомника было получено потомство от всех видов, а это говорит о том, что созданы необходимые для птиц условия.

Журавли – птицы территориальные. Для того чтобы они чувствовали себя комфортно, им нужна изолированная «жилплощадь». В питомнике журавли содержатся в трех блоках (рис.1), представляющих собой круг, разделенный на 12 секторов – вольер. Каждая пара или одиночный журавль имеет свою вольеру в помещении с выходом в уличную вольеру. В нашем случае вольеры имеют разные размеры: внутренние от 12 до 30 м<sup>2</sup>, наружные от 100 до 300 м<sup>2</sup>. Внутренние вольеры разделены между собой глухими стенками из дерева, фанеры, ДВП; наружные – металлической сеткой с ячейей 3×3 см. Если журавли в смежных вольерах проявляют агрессию по отношению друг к другу, то необходимо визуально изолировать их. Для этого можно использовать непрозрачную пленку, шифер, рубероид, невысокие срубленные деревца, которые прикручиваются проволокой к забору. Если такую изоляцию вовремя не провести, то журавли будут драться через сетку и травмироваться. Уличные вольеры сверху затягиваются крупноячейной делью.

Цементный пол в помещении засыпается толстым (8-10 см) слоем опилок. Ежедневно проводится уборка помета. Необходимо также убирать намокшие опилки, так как во влажной среде происходит быстрый рост болезнетворных микроорганизмов и плесневых грибов. По мере надобности досыпаются свежие опилки.

Раз в год, когда закончился сезон размножения и выращивания птенцов, а на улице еще стоит теплая погода, проводится дезинфекция помещений. Вольеры освобождаются от старых опилок, пол тщательно очищается от присохшего помета, грязи, пыли. Стены и потолок обметаются, и все поверхности дезинфицируются 10% раствором «Белизны». Через несколько дней пол помещений засыпают свежими опилками, и только после этого впускают журавлей.

Журавли Палеарктики – перелетные птицы. Низкие температуры, характерные для средней полосы России в зимний период, требуют непрерывной изоляции птиц в помещениях. Но они с удовольствием выходят на непродолжительные прогулки даже при -10°C. При морозе до -5°C они могут находиться на улице все светлое время суток в том случае, если погода не ветреная или есть укрытие от ветра. Необходимо наблюдать за птицами, и если они стоят на одном месте и дрожат, следует закрыть их в помещении. В холодное время года блоки обогреваются при помощи электрообогревателей, расставленных в зале и вмонтированных в ниши смежных стен между вольерами. В

сильные морозы температура в блоках опускается иногда до  $-3-5^{\circ}\text{C}$ , часто вода в ведрах замерзает. Журавли при этом чувствуют себя нормально. Главное, чтобы журавли имели возможность восполнить недостаток влаги, не переохладившись при этом. Надо следить, чтобы птицы не стояли на открытом бетонном полу.

При помощи реле времени в блоках поддерживается необходимая продолжительность светового дня. Она составляет 12 часов в осеннее – зимний период (с 9.00 до 21.00) и увеличивается, начиная с 1 марта каждую неделю на 1 час до 22 часов в сутки. Такой световой режим обеспечивает начало размножения в конце марта-апреле.

Для кормления журавлей используется стандартный гранулированный комбикорм. За рубежом он бывает трех видов: птенцовый, для размножающихся и для всех журавлей вне гнездового сезона. Большей частью в питомнике применяется стандартный комбикорм для кур ПК-1. В некоторые годы использовали комбикорма заграничного производства по специально разработанной для журавлей рецептуре.

Кормушки с комбикормом (пластмассовые ведра) висят в вольерах постоянно, по мере убывания корм подсыпается. У журавлей с травмированными клювами объем корма в ведре должен составлять не менее  $1/2$ , чтобы птица могла достать гранулы клювом, верхняя и нижняя часть которого разной длины. У остальных птиц достаточно  $1/3$  объема, так как некоторые разбрасывают корм. Ведра для корма имеют емкость 3-5 л и подвешиваются на высоте 50-70 см от пола, чтобы быть менее доступными для мышей.

Ведра с водой (10-15 л) должны находиться на некотором (не менее 1-2 м) расстоянии от кормушек, иначе птицы могут переносить корм в воду. Вода в ведрах должна меняться ежедневно. Раз в месяц необходимо проводить дезинфекцию поилок и кормушек 10% раствором хлорсодержащего отбеливателя для белья «Белизна».

Кроме гранулированных кормов мы добавляем в рацион естественные корма: свежий творог с различными добавками (витамины, сырые яйца, тертая морковь), свежая речная или мороженная морская рыба, проращенная пшеница. В разные годы журавлей также подкармливали мышами, калифорнийскими тараканами, мучным хрущом, перепелиными яйцами, тыквой.

Птицы приступают к размножению, начиная со второй половины марта, и длится этот период у разных видов до конца мая – начала июня. Журавли становятся агрессивнее по отношению к человеку и другим птицам, находящимся в соседних вольерах. Это надо учитывать и вовремя изолировать визуальные контакты, чтобы птицы вели себя спокойнее во избежание различных травм.

Журавли в питомнике спариваются самостоятельно или им проводят искусственное осеменение (ИО). ИО применяется для получения потомства от птиц, неспособных к копуляции, как из-за физических дефектов, так и из-за поведенческих особенностей (импринтинг на человека или на журавлей другого вида) (Максудов, Панченко, 2002). ИО свежей разбавленной спермой стало обычной процедурой в работе питомника и сейчас при его использовании достигается 80-100% оплодотворенность яиц (Панченко, Кашенцева, 1995). ИО проводится один раз в три дня и сразу после снесения очередного яйца самкой. Желательно проводить ИО в утренние часы (7-8 часов) или ближе к вечеру (16-18 часов). Как показала практика, самцы в это время лучше всего дают сперму. Для участия в ИО необходимы два человека. Один удерживает самца между ног хвостом вперед и массирует ему оперенные части голени. Другой одной рукой вращает хвост пти-

цы, второй – поглаживает брюхо по направлению к клоаке. Когда птица расслабится и вывернет клоаку, необходимо теплым стеклянным стаканчиком аккуратно собрать каплю спермы, избежав при этом попадания в нее помета (рис.2). Взяв капилляром каплю спермы для рассмотрения под микроскопом и оценив её объем, в случае необходимости сперму разбавляют специальным разбавителем спермы журавлей БЖ-1. Самку удерживают в той же позе, что и самца, и вводят сперму инсулиновым шприцом с обрезанной канюлей и закругленным концом в клоаку, если удастся то в яйцевод.

В природе кладка журавлей состоит из 1-2 яиц (Флинт, 1987). В случае её гибели пара может загнеститься повторно. В условиях неволи количество производимых яиц может быть увеличено путём изъятия каждого яйца сразу после откладки (Кашенцева, Жучкова, Антонюк, в печати).

В журавлином питомнике применяют три вида инкубации:

- естественная, когда яйцо весь срок инкубации находится в гнезде родителей;
- смешанная, когда часть времени яйцо находится в гнезде (предпочтительнее первые две недели), а часть в инкубаторе;
- искусственная, когда яйцо весь срок находится в инкубаторе.

Как показала практика, наилучшие результаты достигаются при естественной или смешанной инкубации.

Для искусственной инкубации в питомнике используются инкубаторы немецкой фирмы «Grumbach», снабженные автоматическими поворотниками яиц (рис. 3).

При искусственной инкубации поддерживается средняя температура 37,4-37,6°C, показания влажного термометра 30°C (для даурского журавля 27°C). Если инкубатор не оснащен автоматическим поворотником яиц, то это необходимо делать вручную через равные промежутки времени (6-8 раз в сутки). Яйца журавлей инкубируются в горизонтальном положении и поворачивать их необходимо таким образом, чтобы халазы не перекручивались (поворот на 90-180° по часовой стрелке, затем возвращаются в исходное положение поворотом против часовой стрелки).

Инкубаторий и инкубаторы всегда должны содержаться в чистоте во избежание проникновения инфекции в развивающиеся эмбрионы. Помещение необходимо дезинфицировать 10% раствором «Белизны» не менее 1 раза в неделю. Инкубаторы дезинфицируются при помощи жидкого дезинфектанта Amprotect и (или) паров формальдегида (17,5 г  $\text{KMnO}_4$  + 35 мл 40%-го формалина из расчета на 2,83 м<sup>3</sup> объема инкубатора) (Gabel, Mahan, 1996) 1 раз в 2 недели, выводной инкубатор – после каждого вылупившегося птенца.

Данные о температуре, влажности, перемещениях яиц, дезинфекции регистрируют в специальных бланках.

Периодические перебои в подаче электроэнергии и вызванные этим отключения инкубаторов всегда имеют самые неприятные последствия, вплоть до гибели эмбрионов. Для предотвращения переохлаждения яиц вначале пытались использовать водяной термостат, но он не обеспечивал необходимую в данном случае стабильность температуры. Тогда был установлен автономный дизель-генератор в изолированном помещении в непосредственной близости от инкубатория, оснащенный автоматическим пультом управления. При отключении электроэнергии генератор запускается и питает инкубаторы, а при возобновлении подачи напряжения снова переключает питание инкубаторов

на основную линию, после чего останавливается. В результате инкубаторы продолжают работать в заданном температурном и влажностном режиме.

Птенцов в питомнике воспитывают по одному из трех методов в зависимости от того, как в дальнейшем планируется их судьба:

- 1) родительское воспитание;
- 2) изолированное воспитание;
- 3) ручной метод.

Для родительского воспитания обычно оставляют птенцов из последних яиц, которые насиживают сами птицы. Этот метод очень удобен как в плане меньших затрат времени (родители сами кормят, гуляют, контролируют обогрев), так и в плане правильного импринтинга птенцов (Постельных, Кашенцева, 2002). Необходимо оборудовать вольеру таким образом, чтобы птенец не мог себя травмировать (убрать мусор, заделывать ямы), не вышел за пределы вольеры. Если в вольере нет естественной тени, то ставятся срубленные деревца, обеспечивающие укрытие во время жары. Несколько раз в сутки (3-4) родителям ставят площадки с кормом (измельченные до нужных размеров яйцо, рыба, творог). Комбикорм и вода должны быть постоянно. Необходимо контролировать, кормят ли родители птенца, и если нет, то докармливать его принудительно или забирать для ручного воспитания. На время воспитания птенца вместо ведра с водой ставится неглубокий тазик, чтобы птенец мог из него выбраться. Воду необходимо менять при каждой кормежке, тазик тщательно мыть с моющим средством.

При ручном и изолированном воспитании все функции родителей выполняет человек. Различие в том, что птенцы, которых готовят для выпуска в природу (в нашем случае это птенцы стерха), должны опасаться человека. Поэтому при изолированном воспитании используются белые костюмы – балахоны, скрывающие контуры фигуры человека. В переднюю часть капюшона вшивается черная сетка, скрывающая лицо. Общение происходит посредством трансляции гнездового голоса стерха, записанного на магнитофонную ленту. Плановые кормления и прогулки с обучением самостоятельному поиску пищи осуществляются с помощью муляжа, имитирующего голову стерха.

При ручном и изолированном выращивании обсохшего в инкубаторе птенца переносят в небольшую вольеру с лампой обогрева. Если вольера большая, и птенец может уползти далеко от лампы и замерзнуть, первое время его необходимо держать в манеже (каркас из брусков размером 70 × 150 × 70 см, боковые стенки которого затянуты мягкой мелкоячеистой капроновой делью). Температура в помещении регулируется расстоянием от лампы до пола и должна составлять 35-37 °С. Пока птенец маленький, для контроля температуры в вольере должен находиться термометр. Пол в вольере покрыт толстым слоем опилок (8-10 см).

Птенцу в вольеру сразу ставятся площадки с водой и комбикормом. Их располагают так, чтобы вода и корм не перегревались под лампой, а также на расстоянии друг от друга, чтобы не происходило намокания комбикорма.

Для выкармливания птенцов применяется импортный стартерный комбикорм, при его отсутствии – комбикорма местного производства и естественные корма (творог, свежая речная рыба, вареные яйца, зерно пшеницы). Кормление осуществляется шесть раз в сутки, начиная с 6 часов утра с трехчасовыми интервалами. Первое время птенца нужно кормить из рук либо при помощи пинцета (в питомнике используется пластиковый

муляж головы стерха, работающий как пинцет). Воду маленьким птенцам меняют после каждого кормления, подросшим – по мере загрязнения, но не реже одного раза в сутки.

Для правильного развития птенцу необходимы регулярные прогулки, во время которых птенцу скармливают зеленые части растений, насекомых, ягоды, моллюсков, камешки – гастролиты. При перекорме и недостатке движения возможны различные дефекты ног. Желательно вести постоянный контроль веса (рис.4). Суточное увеличение массы тела растущего птенца не должно превышать 10-15% массы предыдущего дня.

Птенцов, как и взрослых птиц, содержат в помещениях, соединенных с вольерами для выгула. Уличные вольеры должны быть оборудованы так, чтобы птенцы не подвергались риску быть травмированными (ровная площадка, скошенная трава, удобный вход в помещение, наличие тени, отсутствие дыр и щелей, куда птенец может залезть или застрять).

Птенцы почти всех видов журавлей агрессивны по отношению друг к другу до достижения ими определенного возраста. Если при родительском воспитании возможно одновременное выращивание двух птенцов у некоторых видов (японские, даурские журавли) (рис.5), то при ручном и изолированном методах птенцы должны содержаться отдельно. Агрессия начинает снижаться по мере взросления птенца и полностью исчезает к 1-2 месячному возрасту. Наиболее агрессивными бывают птенцы стерха.

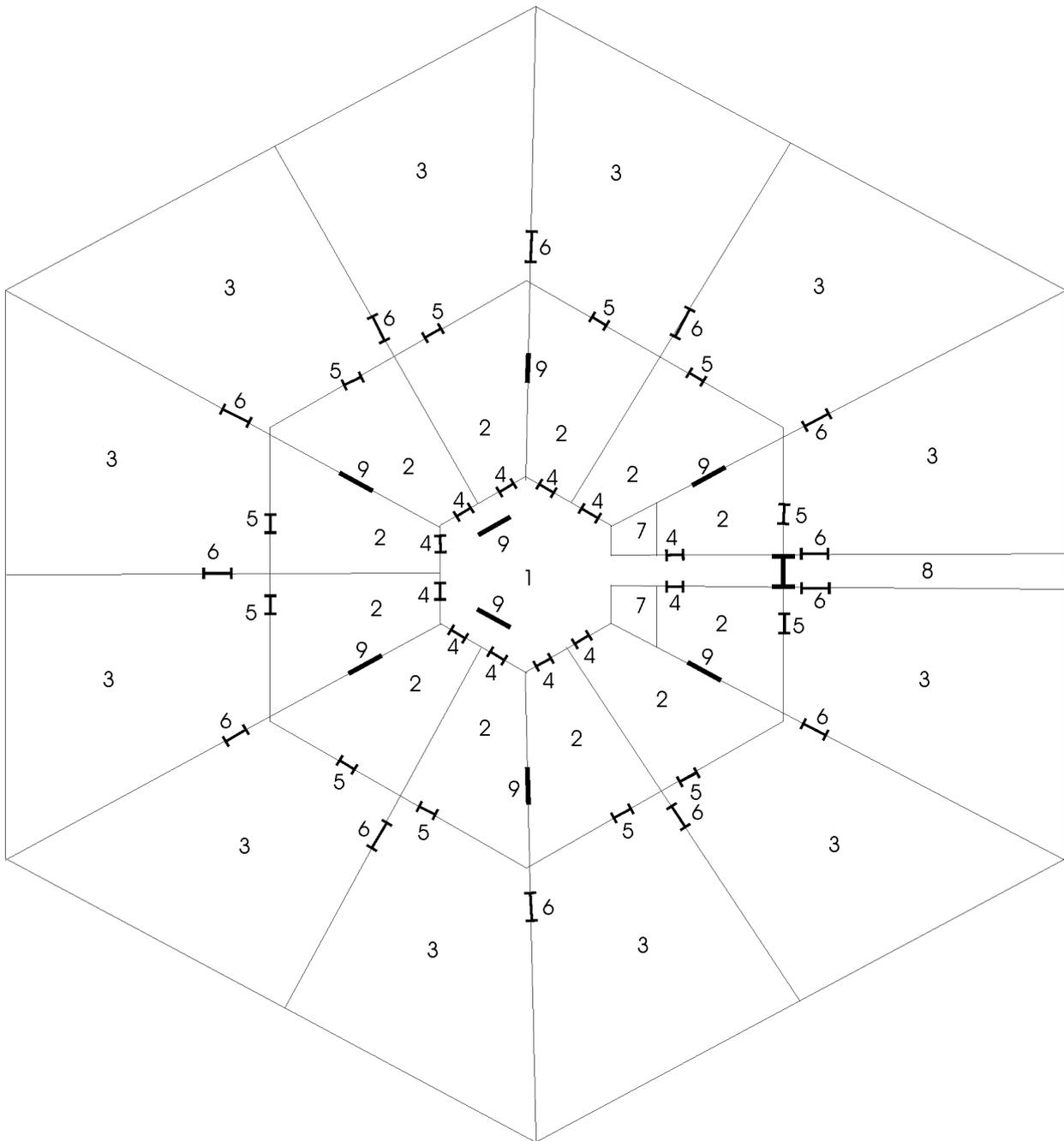
И в уличных вольерах, и в помещении желательно наличие застекленного окна между смежными вольерами, чтобы птенцы могли друг друга видеть. Такой контакт одновременно формирует привыкание к себе подобным и повышает двигательную активность птенцов, так как они регулярно дерутся через стекло.

Нахождение в смежной вольере взрослого журавля аналогичного вида способствует правильному импринтингу птенцов, что особо важно для птиц, выпускаемых впоследствии в природу. Для этой цели необходимо использовать спокойных птиц, не проявляющих агрессии по отношению к птенцам и человеку.

В теплые солнечные дни птенцы должны находиться на улице как можно дольше. На время дождя или в сильную жару их запускают в помещение. Малышей выносят на прогулки в манежах, обязательно контролируя наличие тени. Маленьких птенцов на ночь закрывают в помещении. Подросшим журавлятам можно оставлять дверь открытой целые сутки.

Воспитание птенцов – дело очень хлопотное и трудоемкое, но это компенсируется радостью общения с трогательными и беззащитными существами и удовлетворением оттого, что и ты вносишь свою лепту в благородное дело спасения редких животных.

Рис. 1. Схема блока журавлиного питомника.



- 1 – зал
- 2 – вольера в помещении
- 3 – уличная вольера
- 4 – вход в вольеру
- 5 – выход на улицу
- 6 – двери смежных вольер
- 7 – кладовка
- 8 – коридор
- 9 – обогреватели



**Рис. 2. Взятие спермы у стерха. Фото О.Н. Нестеренко**



**Рис. 3. Инкубатор Gumbach с яйцами журавлей. Фото Т.А. Кашенцевой**



**Рис. 4. Взвешивание птенца. Фото Т.А. Кашенцевой**



**Рис. 5. Семья японских журавлей. Фото Т.А. Кашенцевой**

## Список литературы

- Кашенцева Т.А., Жучкова Т.В., Антонюк Э.В. **Факторы, влияющие на успех инкубации яиц журавлей в условиях неволи.** // В печати, 10 с.
- Максудов Г.Ю., Панченко В. Г. 2002. **Получение межвидового гибрида журавлей методом искусственного осеменения замороженно – оттаянной спермой** // Известия АН. Серия биологическая, № 2, с.243-247.
- Панченко В.Г., Кашенцева Т.А. 1995. **Размножение журавлей в питомнике Окского заповедника** // Труды Окского заповедника, Рязань: с.236-270.
- Постельных К.А., Кашенцева Т.А. 2002. **Опыт выращивания журавлей под родителями.** // Инф. сборник ЕАРАЗА, вып.21, с.357-362.
- Флинт В.Е. 1981. **Операция «Стерх»** // М.:Лесная промышленность, 152 с.
- Gabel R.R., Mahan Th. A.. 1996. **Incubation and Hatching.** // Ellis D.H., Gee G.F., Mirande C.M.. Cranes: Their Biology, Husbandry and Conservation. Chapter 4. 308 с.

## Summary

**E.V. Antoniuk. Keeping cranes in captivity.** Crane breeding centre of the Okskiy State Biosphere Zapovednik (Reserve, Polygon) manages all the species of cranes nesting in Russia: *Grus leucogeranus*, *Grus japonensis*, *Grus vipio*, *Grus monacha*, *Grus grus*, *Crus canadensis*, *Anthropoides virgo*. Conditions necessary for keeping cranes in captivity, methods of incubation, types of rearing chicks, and artificial breeding (artificial insemination, incubation, and hand-rearing) are informed.

## ОСОБЕННОСТИ ВЫРАЩИВАНИЯ ПТЕНЦОВ ГИМАЛАЙСКОГО УЛАРА

**Г.В. Рожков, Е.В. Потапенко**

Алматинский зоопарк

Инкубировали 7 яиц гималайского улара (*Tetraogallus himalayensis*), изъятых из природной кладки примерно в середине периода развития эмбрионов. Вылупилось 5 птенцов, 2 яйца были неоплодотворены.

Режим инкубации:  $t - 37,5^{\circ}\text{C}$ , влажность 60-65%. На проклевке  $t - 37,5^{\circ}\text{C}$  и влажности 75%.

**1-3-й день.** Птенцы размещены в настольном брудере, размером 30 x 50 x 25 см. Выстланное тканью дно, с локальным обогревом (инфракрасной лампой). Температура над лампой составляет  $38^{\circ}\text{C}$ .

### Кормление.

**1-й день** – яйцо куриное, мелкий мучник (личинки мучного хрущака).

**2-й день** – яйцо куриное, джусай, салат, мелкий мучник, мелкий сверчок.

**3-й день** – добавили шпингат, поставили чашку с песком. Кормление 4 раза в день.

**4-й день.** Пересадили из кювета в настольный брудер размером 1 x 1 м. Субстрат – песок.

**5-й день.** Несколько изменился рацион. Яйцо, пшено (каша), дробленая кукуруза, кукурузная мука, птичий комбикорм, салат, одуванчик, джусай (вид дикого лука), лук (перо), чеснок, шпинат. Кормление 4 раза в день. Постоянно ставить с этого дня дерн: птенцами активно склевывались зелень и крошки, и, частично, почва.

**12-й день.** Пересадили птенцов в уличный вольер с песком размером 2 x 3 м и обогреваемым брудером. Первое время на ночь закрывали птенцов в брудере. В большом количестве ставили дерн. Рацион пока тот же.

**30-й день.** Размещены так же. Питание трехразовое. Корм ставим в три площадки.

1 площадка – одуванчик, джусай, лук (перо), морковь, капуста, салат.

2 площадка – дробленая пшеница, пророщенная пшеница, дробленая кукуруза, просо, птичий комбикорм, гречка. В эту зерносмесь добавляем яйцо куриное и творог.

3 площадка – зоофобус.

В большом количестве ставим дерн злаковых, веники разнотравные, люцерны, клевера.

**1,5 месяца.** Содержание там же.

Питание – переведено на двухразовое. Зерносмесь и зеленые корма ставятся в одной большой кормушке, желательно повыше. Дается большое количество дерна и веников.

В результате такого содержания и кормления, птенцы выросли до пятимесячного возраста без аномалий скелета и оперения (таблица).

### Summary

**G.V. Rozhkov, E.V. Potapenko. Special conditions to rear Himalayan snowcock chicks.** Five chicks of Himalayan snowcock (*Tetraogallus himalayensis*) artificially incubated from the eggs collected in nature were kept and fed at the reserve. Neither skeleton nor feathering (plumage) had any abnormalities.

Таблица 1. Выращивание птенцов гималайского улара

Возраст	Место содержания	Кормление
1-й день	Настольный брудер 30х50х25см. субстрат – ткань	Яйцо куриное, мелкий мучник. Питание 4-х разовое.
2-й день	Настольный брудер 30х50х25см. субстрат – ткань	Яйцо куриное, джусай, салат, мелкий мучник, мелкий сверчок.
3-й день	Настольный брудер 30х50х25см. субстрат – ткань	Добавили шпинат, поставили песок.
4-й день	Напольный брудер размером 1х1м. субстрат – ткань	Добавили шпинат, поставили песок.
5-й день	Напольный брудер размером 1х1м. субстрат – ткань	Яйцо куриное, пшено (каша), дробленая кукуруза, кукурузная мука, птичий комбикорм, одуванчик, джусай, салат, лук, чеснок (перо), шпинат. Ставится дерн.
12-й день	Пересадили в уличный вольер размером 2 х 3 м и обогреваем брудером	Ставим дерн в большом количестве. Рацион тот же.
1 месяц	Там же	Кормление трехразовое. Корм ставим в три площадки. 1 площадка – одуванчик, джусай, лук (перо), морковь, капуста, салат. 2 площадка – дробленая пшеница, проклюнутая пшеница, дробленая кукуруза, просо, птичий комбикорм, гречка. В эту зерносмесь добавляем яйцо куриное и творог. 3 площадка – зоофобус. В большом количестве ставим дерн злаковых, веники разнотравки, люцерны, клевера.
1,5 месяца	Там же	Кормление – переведено на двухразовое. Зерносмесь и зеленые корма ставятся в одной большой кормушке, желательно повыше. Дается большое количество дерна и веников.

## ИНКУБАЦИЯ И ИСКУССТВЕННОЕ ВЫРАЩИВАНИЕ ПТЕНЦОВ СИНЕЛОБОГО АМАЗОНА В АЛМАТИНСКОМ ЗООПАРКЕ

*Г.В. Рожков*

Алматинский зоопарк

### Яйцекладка

На инкубацию было заложено 2 яйца из кладки синелобого амазона (*Amazona aestiva*) 28 марта 2002 года. Инкубацию проводили в режиме  $t - 37.1^{\circ}\text{C}$  и влажности 55% с корректировкой температуры и влажности в зависимости от потери веса яйца. Взвешивание яиц проводили каждый день в 9-10 утра с ежедневным овоскопированием. После проклева яйцо перекалывали в выводковый инкубатор с режимом  $t - 36,9^{\circ}\text{C}$  и влажностью 90% (смачивали ткань, на котором лежит яйцо). Потеря веса яйца составляет 0,1-0,2 г., вылупление из первого яйца произошло на 25 день, второго – на 24 день.

### Выкармливание птенцов

Вес птенца первого – 13,1г.

второго – 14,1г.

В первые дни кормление проводили через каждые 2 часа с 8.00 до 22.00. Объем скармливаемой смеси 1-1,2 мл – в консистенции жидкого молока.

Первое кормление произвели через 19 часов после вылупления. Первые дни очень важно – не перекормить птенца.

#### Состав смеси:

Хлопья кукурузные (детское питание)

Хлопья пшеничные (детское питание)

Фруктовый десерт (немного)

5-6 капель мультивитамина

5-6 капель жидкого кальция

С 12-го дня стали добавлять детское овощное пюре. Смесь готовится без витаминов и кальция, варится 1-2 минуты, после этого замешивали витамин и кальций. Такую смесь можно готовить на два дня. Согревать необходимо не всю суточную норму, а одноразовую порцию. В качестве профилактики от грибковых заболеваний каждый день в смесь добавляли нистатин.

### Добавки к корму и инструменты дня выкармливания птенцов

Первые 2-3 недели в смесь добавляли бифидум бактерий. При его отсутствии птенец значительно дольше переваривает пищу или не переваривает вообще.

Выкармливание производится шприцами:

- с первого дня – почечный катетер с капиллярной трубкой;
- в последующие дни – инсулиновый шприц с резиновой насадкой;
- далее – кубовый шприц с резиновой насадкой;
- далее – 5 см<sup>3</sup> шприц с пластиковой насадкой.

Таким образом, постепенно увеличивали объем шприца до 50 см<sup>3</sup>.

Потеря веса птенцом происходит в первые 2-3 дня после вылупления и в момент перехода на самостоятельное питание. В процессе роста птенца потеря его веса в течение 2-3 дней должна насторожить разводчика. Вероятно, что-то с птенцом не в порядке.

Возможны следующие причины:

- птенец плохо переваривает пищу;
- норма кормления занижена;
- слишком низкая или высокая температура в брудере;
- возможно какое-то заболевание.

### **Заключение**

Птенцы, выращенные из искусственно инкубированного яйца, по сравнению с докормленными птенцами (взятыми из-под родителей) значительно отличаются по поведению:

- они более привязаны к человеку;
- наблюдается более ранняя вокализация (крики, пение).

### **Summary**

**G.V. Rozhkov. Incubation and hand-rearing young blue-fronted amazons at the Almata Zoo.** Incubation schedule, hand rearing and feeding of two blue-fronted amazon chicks (*Amazona aestiva*) are reported. Behaviour of chicks received from artificially incubated eggs differs from that of parent-incubated ones.

## КУБИНСКИЙ АМАЗОН – УСПЕХИ РАЗВЕДЕНИЯ

**С.И. Шокало, Б.И. Шокало**

Минск, Беларусь

Как это ни парадоксально, но в такой огромной стране как Советский Союз полностью отсутствовала информация о попытках разведения кубинских, или белоголовых амазонов (*Amazona leucosephala*). В 70-х годах в различных республиках СССР – у частных лиц, в зоопарках, зооуголках, станциях юннатов и прочих уголках живой природы находились, по нашим оценкам, как минимум 1,5-2 тысячи этих попугаев. В 70-80-х годах прошедшего столетия среди любителей птиц был очень популярен кубинский амазон, как наиболее часто встречающийся крупный попугай. О других видах больших попугаев не многие имели чёткое представление, разве, что при посещении зоопарков, где можно было увидеть некоторые виды ар, какаду и амазонов.

Удивительно, но о том, что в Московском зоопарке в 1975 году якобы размножали кубинских амазонов (подвид с острова Пинос), нам удалось узнать только в одной из статей Рамона Ноегеля. Мои попытки подтвердить эту информацию в самом зоопарке, к сожалению ни к чему не привели (не было времени ознакомиться с архивом).

О первом успешном разведении номинальной формы кубинского амазона мне довелось узнать в г. Туапсе. И.Н.Носов, ветеран войны и страстный любитель-разводчик больших попугаев рассказал мне о своих достижениях. Среди прочих питомцев, а это в основном были серые попугаи, увидел я и пять кубинских амазонов. Птицы находились в небольших садках, где-то около полутора метров в длину и 70 x 70 см в высоту и ширину. В садке таких же размеров Игорь Николаевич получил в 1987 году от пары птиц трёх успешно покинувших гнездовой ящик птенцов. В последующие годы подобного результата достичь ему не удалось.

Обширная сеть знакомых любителей птиц при неослабевающем интересе к амазонам позволила мне выявить тех немногих, кто предпринимал попытки не только собрать разрозненных попугаев, но и попытался развести их. Так мне стал известен Юрий Прохоренко, проживающий г. Феодосии. Первый успешно выращенный выводок из трёх птенцов получен им в 1994 году. Можно сказать, это первое успешное разведение номинальной формы кубинского амазона на Украине. В последующие годы и по настоящее время Юрию удавалось неоднократно получать птенцов от нескольких пар птиц.

Совсем недавно нам стало известно об успешном разведении кубинских амазонов в Москве Белявским Александром. Первого успешного разведения он достиг в 1999 году. Пара птиц номинального подвида содержится им в вольере 2,5 x 1,5 x 1,2 м с зимовальным помещением 2 x 2 x 1,2 м. Следует отметить, что температура там в зимний период не превышала +5-+7° С, чему мы были весьма удивлены. Тем не менее, поведение и внешний вид птиц свидетельствовали об их прекрасном состоянии.

По приблизительным данным, основанным на количестве известных нам в различных городах Беларуси кубинских амазонов (это свыше 100 птиц), и экстраполированных на другие города республики, численность единовременно находящихся в стране попугаев в 1985-1995 гг. составляла около 200-250 особей. Другие виды амазонов были представлены единичными экземплярами.

Пару собственных «кубинцев» нам удалось сформировать только в 1988 г. На это время самочке Проше было уже 8 лет, а самцу Катарике 7 лет. Проша попала к нам в 1983 г. абсолютно ручной птицей, не способной нормально летать, но зато с приличным багажом прекрасно заученных слов и фраз. Катарика стал нашим питомцем в 1986 г. Надо отметить, что прежние хозяева содержали своего попугая в маленькой паяной клеточке классического куполообразного типа, в которой большинство прутьев отсутствовали. Невзирая на это Катарика считал клетку своей крепостью и наотрез отказывался её покидать. Только принудительно попугая извлекали оттуда. Оказавшись за пределами своей территории, птица терялась, не зная, что делать и куда деваться.

К концу 1987 г. обе птицы хорошо летали и в октябре были пересажены в изготовленный специально для них садок 92 x 52 x 87 см и размещены в одной из комнат. Хозяйном нового помещения, вне всякого сомнения, чувствовала себя Проша. Стычки и потасовки между птицами проходили довольно часто. Со временем попугаи привыкли друг к другу и стали проявлять взаимное внимание в виде перебирания перышек на шее друг у друга.

13 марта 1988 г. снаружи садка мы подвесили гнездовой ящик из фанеры толщиной 10 мм и размерами 54 x 33 x 33 см. Леток в диаметре 10 см обили алюминиевой полоской, а с внутренней стороны стенки набили две жердочки. В ящик засыпали измельченную труху осинового пня и немного опилок. Уже на следующий день Проша стала проявлять интерес к ящику, периодически заглядывая в него и пробуя леток клювом. Через несколько дней мы видели, как Проша забирается в ящик. В конце марта Катарика делает попытки кормления самки, а в первых числах апреля происходит спаривание. Ровно через месяц 3 мая вечером на дне садка мы обнаружили первое яйцо. Как ни странно на утро следующего дня вновь на дне клетки мы нашли частично разбитое второе яйцо, имевшее удлинённую форму. Третье яйцо было снесено в гнездовом ящике 8.05. и четвёртое 11.05. Самка в течение 29 дней плотно сидела на кладке. Благодаря тому, что птица была весьма ручной, мы регулярно наблюдали за процессом насиживания, подсматривая внутрь через открывающуюся крышку ящика. Голос первого птенца мы услышали 6.06., второй появился на свет 8.06. К моменту появления птенцов самец стал заметно агрессивнее. Корм предлагали птицам дважды в день, убирая остатки несъеденного. В качестве основного корма использовали сваренное вкрутую и посеченное на мелкие кусочки куриное яйцо, свежий творог, пророщенное или сутки выдержанное в воде зерно (овёс, пшеница, просо, гречка, подсолнечник), а также сухая зерносмесь такого же состава, булка, замоченная в молоке и свежая клубника. Катарика постоянно забирался в ящик и там кормил самку и птенцов. В конце июня самка всё чаще стала выходить из ящика и подолгу оставаться в садке. Несколько позже в рацион птиц стали включать ягоды малины, листья свежего одуванчика и колосья злаковых (колосняк, овес, пшеница). С 8.07. обе взрослые птицы ночевали уже вне ящика. Всё проходило хорошо, пока не случилось несчастье. 10 июля для осмотра вынули самого крупного птенца. Птенец кричал, вырывался и пытался укусить. Затем заметили, что он стал хрипеть и запрокидывать голову назад. Быстро водворили обратно, но было поздно – птенец бился в судорогах и в скором времени погиб. Оставшийся птенец покинул гнездовой ящик 30.07., через 52 дня после вылупления.

Весной 1989 г. гнездовая пара птиц проявила интерес к гнезванию значительно раньше. Уже с начала марта обе птицы активно обгрызали все углы и прочие доступные клюву участки гнездового ящика. Спаривание происходило в середине марта. Первое яйцо отложено 3.04., второе 6.04., третье 7.04. Самка по завершению кладки сразу же плотно начала насиживание. Во второй половине насиживания через день-два мы пульверизатором увлажняли внутренние стенки дуплянки, повышая таким образом влажность внутри ящика. 7 мая появился единственный птенец (по-видимому, на 30-й день), два других яйца оказались неоплодотворенными. Обе птицы активно кормили птенца. На 48-й день птенец оставил гнездовой ящик. На 84-й день он был полностью самостоятельным и практически весь корм брал сам, но ещё выпрашивал у родителей подкормку.

Первого успешного разведения подвида *A. l. palmarum* нам удалось достичь в 1996 г. Самец Пэтэр, приобретенный на ленинградском птичьем рынке, имел великолепные внешние данные. Бордовый цвет на брюхе подымался высоко вверх двумя тяжами по обе стороны от груди. Малиново-красный на горле опускался вниз чуть ли не до груди, так что участок зеленого оперения на груди занимал немного места. Кроме этих достоинств птица была весьма спокойной и не крикливой. Обе птицы оказались не ручные, но спокойно относились к присутствию человека. С осени пара птиц размещена в комнатной вольере 271 x 84 x 71 см. В феврале внутри нее на невысокой подставке я разместил внушительных размеров липовую колоду с внешним диаметром 40-55 см. Внутренний ее диаметр составил 30-35 см, леток – 8 см в диаметре. Буквально сразу после установки дуплянки птицы приступили к обгрызанию коры вокруг летка и прилегающих участках. Активное ухаживание попугаев чередовалось временами с полным отсутствием интереса птиц к дуплянке и друг к другу. Обычный режим дня амазонов начинался с того, что они кормились, пили воду, периодически самец купался и затем обе птицы усаживались у дуплянки и вновь обгрызали всё вокруг летка и все выступающие участки коры. В начале мая попугаи приступили к спариванию и, как обычно, через месяц – 11.06.1996 г., во второй половине дня в дуплянке появилось первое яйцо. Вечером 13.06. в углублении на дне колоды лежали уже два яйца. Утром следующего дня обнаружено на дне садка выброшенное из гнезда яйцо. Яйцо было целым, но с вмятинами на узком конце в тех местах, где птица ухватила его клювом: одно от надклювья и два с обратной стороны от подклювья. Невероятно, как птица держа яйцо в клюве, подымалась по шершавой поверхности внутренней стенки колоды к летку и далее опустила его на пол. Да, именно опустила, так как иначе, упав, яйцо обязательно разбилось бы.

Когда появились остальные яйца в кладке, проследить не удалось, ибо самка весьма агрессивно сопровождала мои попытки осмотреть внутреннее содержимое гнезда. Спаривание продолжалось и между откладкой яиц. Плотно же самка приступила к насиживанию только 23.06.96 г., то есть на 12-й день после откладки первого яйца. На 31-й день 12.07.96 г. раздался тонкий голосок первого птенца. 14.07. появился второй птенец. Только в конце месяца мы обнаружили, что выводок состоит из трёх птенцов. Кроме стандартно предлагаемого корма добавляли очень много ягод черники, соплодий шиповника охотно поедаемых птицами. Прекрасно поедалась в период вскармливания птенцов молодая морковь, дольки свежих абрикосов. В середине августа взрослые пти-

цы периодически, по непонятной для нас причине, длительное время (световой день) не кормили птенцов. В таких случаях, приходилось приготавливать жидкую кашу из детского питания “Фруталино” и “Гречневой каши-Heinz” и с помощью большого шприца подкармливать птенчиков. Начиная с середины сентября, птенцы периодически оставались на ночь вне дуплянки, а в конце месяца полностью покинули её и ночевали на жердочках вместе с родителями.

В следующем 1997 г. к гнездованию птицы приступили значительно раньше. Спаривание наблюдали уже в начале апреля. Ровно через месяц – 5 мая в гнезде появилось первое яйцо, 8.05 второе и 13.05 третье. На 28-й день, то есть 2.05 появился первый птенец, через 27 дней 4.05 - второй и через 26 дней – 7.05 последний птенец. Взрослые птицы великолепно выкармливали птенцов, пока через месяц я не обнаружил самку в весьма плохом состоянии. Она перестала кормить птенцов. Эту обязанность пришлось взять на себя, так как самец накармливал птенцов совсем мало, и большей частью находился рядом с самкой. Состояние самки стремительно ухудшалось. К сожалению, птенцов выкормить не удалось.

Из птенцов 1996 г. и молодой, по случаю приобретенной птицы, в 2001 г. удалось сформировать новую гнездовую пару. В 2002 году получена неоплодотворенная кладка из трёх яиц. Работу по разведению кубинских амазонов мы планируем продолжать.

### Summary

**S.I. Shokalo, B.I. Shokalo. Cuban amazons and successes in their breeding.** Number of cuban amazons (*Amazona leucocephala*) kept in private amateur collections in Belarusia and Russia, and cases of their reproduction are informed. The authors used to breed parrots in their private collection, keeping and feeding amazons are described.

## РАЗВЕДЕНИЕ АБИССИНСКОГО РОГАТОГО ВОРОНА В АЛМАТИНСКОМ ЗООПАРКЕ

**Г.В. Рожков, Е.В. Потапенко**

Алматинский зоопарк

### Формирование пары и условия содержания:

В 1998 году была сформирована пара абиссинских рогатых воронов (*Visonvus abyssinicus*) К нашему самцу поступившему в 1975 г. из Московской зообазы Зоообъединения мы по договору получили самку из Таллинского зоопарка 1989 года рождения, которая родилась в зоопарке г. Сан-Диего, США. В 2000 году была первая кладка, содержащая 2 яйца. Одно яйцо неоплодотворенное, второе яйцо было проинкубировано. Вылупился птенец и пал на третий день.

Птицы содержатся в вольере совмещенной с зимним помещением. Летняя вольера – куполообразная высотой 7 м, в диаметре 2,5 м. Вольера оборудована присадами, пеньками, корягами, высажены живые кустарники.

Зимнее помещение – здание высотой 3 метра, размер вольеры 4 х 4 м. Учитывая, что самец в зимнее время достаточно агрессивен, вольера была перегорожена. В период агрессивного поведения самца мы разъединяем птиц и держим отдельно до весны. Вороны выпускаются при температуре 0-5<sup>0</sup>С в уличную вольеру.

### Яйцекладка

Период яйцекладки в 2002 году достаточно растянут с 19.02 – первое яйцо, по 6.06 – десятое яйцо. В нормальной кладке у рогатого ворона 2 яйца овальной формы, белого цвета с голубоватым оттенком.

Перед яйцекладкой самка часто задерживалась в гнезде. Проявляет агрессию, при заходе в вольеру. Самец гнездо не защищает.

### Размеры яиц

Длина/см	Ширина /см
5,5	3,34
7,4	4,92
5,12	3,2
5,1	3,22
5,2	3,03

Откладка следующего яйца происходит на третий день.

### Сроки откладки яиц в 2002 г.

Номер яйца	Дата
1	19.02
2	23.02
3	28.02
4	8.03
5	12.03
6	2.04
7	7.04
8	14.04
9	3.06
10	6.06

### Гнездо

Самка выбрала место для гнезда в зимнем помещении в дальнем углу от коридора. Она выдолбила углубление в бетонном полу и стала собирать строительный материал; листья, бумагу, мусор. Заметив такое поведение, мы быстро соорудили в этом месте ей нишу, прислонили дверное полотно к стене. Самка нормально восприняла это совместное обустройство гнезда. Первые два яйца мы забрали на инкубацию, зная, что самка искусственно выкормленная. Следующую кладку из двух яиц мы оставили для насиживания. Но после 5-6 дней насиживания самка их раскидала, и одно из яиц было застужено. В результате инкубировалось 10 яиц рогатых воронов, из них вылупилось 6 птенцов, а выросло 3.

### Инкубация

Вес яиц (в граммах):

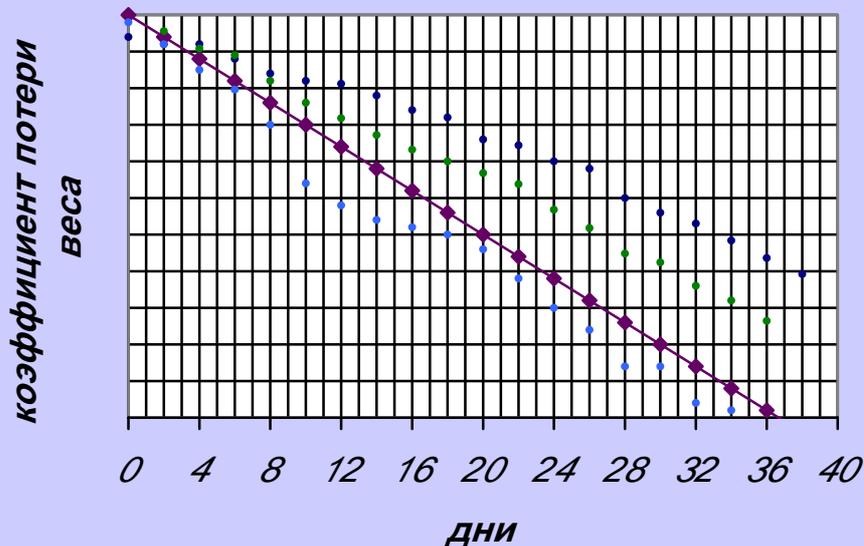
- 1 – 105,5
- 2 – 96
- 3 – 92,5
- 4 – 91,1
- 5 – 86,5
- 6 – 82,3

Вес яиц колеблется от 82,3-105,5 гр., а в среднем – 92,3 гр.

Режим инкубации  $t - 37,2^{\circ}C$ , влажность 55-60% (в зависимости от потери веса яиц, эти параметры можно корректировать). После проклева режим инкубации меняется,  $t - 36,9^{\circ}C$  и влажность 65-70% (сбрызгивали тряпочку водой, на которой лежало яйцо).

Яйца рогатого ворона инкубировались в инкубаторе марки «Шумахер».

**График потери веса яиц Абиссинского рогатого ворона**



- ◆ при средней ежедневной потере веса контрольного яйца
- средняя ежедневная потеря веса 3-го яйца
- средняя ежедневная потеря веса 4-го яйца
- средняя ежедневная потеря веса 5-го яйца

Инкубатор оборудован автоматическим поворотом яиц, кроме того яйца поворачиваются вручную 2 раза в день – утром в 8.00 и вечером в 18.00.

После проклева птенец может сидеть в яйце спокойно до 2-х суток (48 ч). Птенец после вылупления остается в инкубаторе до полного высыхания.

### Диета и условия выращивания птенцов

Корм птенцу предлагаем примерно через 6 часов после вылупления.

Первые дни очень важно для нормального пищеварения не перекармливать птенца. Мы в первое кормление даем 2-3 мучных червя или 2 червя и одного маленького таракана.

Норма веса корма к весу птенца первые 2 дня составляет 20-25%, с третьего дня 30-35%. С шестого дня начинаем давать новорожденных крысят или мышат кусочками и цыплят кусочками без шкурки. С 17-го дня полностью исключаем из рациона насекомых и приучаем постепенно птенцов к шерсти и пуху.

Кусочки по мере роста птенцов увеличиваем в размере.

С 40-го дня едят крысят и цыплят уже не очищенных.

С 57 дня в рацион добавляем вареное яйцо и фрукты (яблоки, груши, бананы, цитрусовые).

С первого дня желательно давать бифидум бактерин, чтобы не было проблем с пищеварением (5 дней по 0,5 см<sup>3</sup> в сутки).

Со второго дня давали кальцид или глицерофосфат 6% от веса суточной нормы корма. В течение трех месяцев. Также давали жидкий витамин «Мультивитаменол».

При перегреве птенца появляются воздушные мешки по всему телу.

При переводе птенцов в брудерную, их сажали на зеленые коврики, накрытые мягкой тряпочкой от повреждения суставов. В уличном вольере в качестве субстрата ис-

пользовали песок. В домике сначала пол устилали мягкой соломой, но позже заменили на песок, так как один из птенцов наелся соломы и у него были проблемы с пищеварением.

Первые дни у птенцов ежедневный привес составляет в среднем 15-20%. После третьей недели, когда начинают расти перья птенцы прибавляют в весе 5-7 %.

### Условия выращивания птенцов абиссинского рогатого ворона

Дни	Брудер, температура	Частота кормления	Диета	Норма кормления	Примечание
1	Выводковый инкубатор $t^0 - 36^{\circ}\text{C}$	Каждые 2 ч. 7 раз	Первое кормление – 3 мучных червя, или 2 мучных червя и 1 таракан. Кормление только насекомыми.	20% от веса птенца	Первое кормление не раньше чем через 6 ч. после рождения.
2	$t^0 - 35,5^{\circ}\text{C}$	То же	Та же	25%	Как правило в первые сутки птенец не прибавляет в весе. Начинается шелушение кожи.
3	$t^0 - 35^{\circ}\text{C}$	То же	Даем 50% мучного червя, 50% тараканов	30%	Иногда птенец может отказаться от еды. Нежелательно кормить насильно.
4	$t^0 - 34,5^{\circ}\text{C}$	Каждые 3ч. 5 раз	Та же	35%	
6	$t^0 - 34^{\circ}\text{C}$	То же	Начинаем давать новорожденных крысят(кусочки) – лучше мышат и суточных цыплят без шкурки	35%	Температура в брудере может быть меньше или больше в зависимости от самочувствия птенца.
8	$t^0 - 33,2^{\circ}\text{C}$	Каждые 4ч. 4 раза	Диета та же съедают по полкрысенка за кормление или 2-3 кусочка цыпленка.	35%	Во время еды появляется вокализация. Птенец полностью черный. Продолжается шелушение кожи.
10	$t^0 - 33^{\circ}\text{C}$	То же	Диета та же насекомые, крысята, цыплята. Процент насекомых в корме уменьшается	35%	Примерно в это время начинают открываться глаза. На 12-й день появляются пеньки.
17	$t^0 - 31^{\circ}\text{C}$	Каждые 6ч. 3 раза	Начали приучать к шкурке. Исключили из корма насекомых. Кусочки корма больше. Они увеличиваются по мере роста птенца.	35%	Птенец может есть меньше нормы.

19	t <sup>0</sup> – 30°C	То же	Та же	35%	Появляются ресницы. Хорошо заметен горловой мешок.
21	t <sup>0</sup> – 29°C	То же	Та же	35%	Глаза открыты полностью. Хуже едят. Пеньки хорошо заметны. Птенец становится колючим.
225	t <sup>0</sup> комнатная 23-25°C	То же	Цыплят едят целиком	35%	Прибавление в весе снижается до 5-7% от предыдущего.
36	t <sup>0</sup> комнатная	То же	Та же	Едят меньше нормы	Делают попытки встать на ноги. Пытаются есть самостоятельно
40	t <sup>0</sup> комнатная	То же	Едят цыплят, крысят целиком со шкуркой		Едят самостоятельно
57	Уличный вольер с домиком	То же	Добавили в корм яйцо и фрукты		Хорошо стоят на ногах. Делают попытки ходить, начинает расти рог.
79					Хорошо ходят, делают попытки летать

## Заключение

Успех в разведении был обусловлен увеличением площади вольер, в которых содержатся рогатые вороны.

Фактор беспокойства в период яйцекладки сводится к минимуму (кормление, уборка остатков пищи).

В процессе выкармливания птенцов в 2002 г. мы практически отработали режим инкубации и рацион кормления птенцов рогатого ворона.

Корм предлагать птенцу, как минимум только через 6 часов после вылупления.

Перекорм более губителен для птенца, чем недокорм.

Важен срок подачи птенцу корма с шерстью и пухом (ранняя подача такого корма приводит к нарушению пищеварения).

## Summary

**G.V. Rozhkov, E.V. Potapenko. Managing Abyssinian ground hornbill at the Almeta Zoo.**

Managing ground hornbills (*Bucorvus abyssinicus*) is described. The first clutch (2 eggs) was laid in 2000, one being not fertile, the other artificially incubated. The hatchling died on the third day. In 2002 10 eggs were consecutively removed from the nest and placed into incubator, 3 out of 6 hatchlings survived. Incubation and feeding shedule are described.



**Фото 1. Птенцу рогатого ворона 20 дней**



**Фото 2. Птенцы рогатых воронов в возрасте двух месяцев.**

## ЗОЛОТИСТАЯ ЩУРКА В МОСКОВСКОМ ЗООПАРКЕ

**Т.В. Лауровская**  
Московский зоопарк

К отряду Ракшеобразных – *Coraciiformes* относятся различные по величине (вес от 10 г до 4 кг), внешнему облику и экологическим особенностям птицы. Распространены они преимущественно в тропических, субтропических и, в меньшей мере, в умеренных странах Восточного и Западного полушарий. В фауне нашей страны представителями этого отряда являются золотистая *Merops apiaster* и зеленая *M. persicus* щурки (сем. *Meropidae*), обыкновенный зимородок *Alcedo atthis* (сем. *Alcedinidae*), удод *Upupa epops* (сем. *Upupidae*), сизоворонка *Coracias garrulus* и широкорот *Eurystomus orientalis* (сем. *Coraciidae*). Привлекая внимание экзотической окраской и интересным поведением, эти птицы могут стать украшением любой экспозиции. Однако питание живым кормом – насекомыми или мелкой рыбой (зимородок), а также особенности образа жизни создают определенные трудности при содержании ракшеобразных в неволе.

Золотистые щурки с 1999 г. содержатся в закрытом вольере «Дома птиц», где обитают также кулики-ходулочки и шилоклювки. В настоящее время у нас 11 птиц этого вида – четырехлетний самец, трехлетний самец и девять щурок 2002 года рождения. Половой диморфизм у золотистых щурок выражен неявно, но, начиная с 15-ти дневного возраста, у самок в оперении межлопаточной области, спины и надхвостья преобладают зеленые тона, у самцов – бурые. Все щурки взяты птенцами из нор Окских колоний (Рязанская область). Самый старый самец с момента вылупления (1998 г.) до года жил в домашних условиях. В 1999 г. в зоопарк поступило 4 слетка золотистой щурки – два самца и две самки, с момента взятия из норы до выпуска в вольеру их кормили стрекозами и кобылками, предварительно отрывая у насекомых крылья и ноги и вымачивая в воде, мешанкой для насекомоядных птиц и мучным червем. У одного самца был перелом плечевой кости, и его пришлось усыпить.

В феврале 2000 г. посетитель принес еще двух молодых птиц, которые были приобретены им в августе 1999 г. на Птичьем рынке. Обе птицы были хорошо упитаны, оперение яркое, целое. Но у самки была нарушена координация при полете. Курс антибиотикотерапии был безрезультатен, через месяц птица погибла. К лету 2002 года у нас содержалось три птицы – два самца и самка. Выживаемость этого вида за два года содержания в Московском зоопарке, без учета больных птиц, составила 40%. Следует указать, что в природе средняя продолжительность жизни этого вида – около 1 года (самой старой птице, отловленной в период размножения на Окских колониях, было 11 лет).

27 июля 2002 г. в зоопарк поступило 12 птенцов золотистой щурки в возрасте 13-24 дня. Их не кормили, по меньшей мере, сутки: несмотря на высокую температуру воздуха, птенцы сбились в кучу, были малоподвижные, с тощими животами. Такого голодания оказалось достаточным, чтобы задержать рост пера и общее развитие. В течение трех последующих дней птенцов каждый час, с 7-00 до 12-00 часов и с 15-00 до 21-00 часов кормили мешанкой (мясной фарш, гамарус, тертая морковь, отруби), мучником, зоофобусом, сверчками и тараканами (в среднем за час 10-28 дневный птенец золотистой щурки потребляет 1,9-2,3 г пищи), в корм добавляли пробиотик – лактобифадол.

Основная часть погадки при таком рационе состояла из твердых, не перевариваемых остатков моркови. Все птенцы отказывались от корма, который пришлось давать насильно. Только один из 13-дневных птенцов самостоятельно брал пищу с пинцета. Два птенца – 13- и 16-ти дневные самцы постоянно отрывали корм. Этим птенцов кормили мучным червем и внутренним содержимым зоофобуса. Один птенец погиб через сутки, второй – на 6-й день. Проведенное вскрытие не показало патологических нарушений. Гибель, вероятно, произошла из-за необратимых физиологических изменений, произошедших вследствие длительного голодания и стресса.

Через три дня усиленного кормления шестерых наиболее взрослых птенцов (возраст приблизительно 28 дней) из коробки пересадили в клетку, где на разном уровне располагались жердочки и были прикреплены кормушки с мучным червем – на полу клетки и напротив жердочек. Этим птиц кормили насильно мешанкой в течение недели, живой корм им практически не давали. 9 августа было замечено, что две птицы едят из кормушки самостоятельно, в последующие двое суток мучной червь стали брать и остальные птицы. Для контроля над развитием у всех птенцов взяли периферическую кровь и сняли основные морфометрические параметры (таблицы 1 и 2).

Таблица 1. Значения некоторых морфометрических параметров золотистых щурок, см.

№	Птицы	Возраст, дн.	Клюв*	Крыло	Хвост	Цевка	Тело
10	Зоопарк	29-40	2,73±0,29	13,11±0,56	8,86±0,70	1,09±0,12	5,7±0,77
14	Окская колония	25-28	2,67±0,20	10,97±1,1	6,93±0,59	-	-
10	Окская колония	1-2 год	3,6±0,99	14,5±5,36	9,42±5,59	-	-

\* Различия недостоверны для птенцов

Как видно из таблицы 1, несмотря на 3-х дневную задержку в развитии, после интенсивного кормления наши птенцы не уступали «диким» сородичам. Хотя на контурных перьях на расстоянии 2,5 см от основания пера прослеживались так называемые «полосы голодания». У пяти птенцов (возраст 37-40 дней) уже четко выражена удлиненность центральных рулевых перьев.

Таблица 2. Лейкоцитарная формула и количество лизосомально-катионных белков (ЛКБ) золотистых щурок.

*	№	Э	Ю	П	С	Л**	М**	Б	ЛКБ**
1	9	9,4±4,00	0,2±0,67	2,8±2,11	28,4±10,05	49,8±13,00	0,9±0,78	3,0±2,06	1,2±0,32
2	22	11,2±3,67	0,8±1,09	1,1±1,96	37,1±11,54	47,2±15,37	1,0±0,71	1,6±2,01	1,2±,56

\*1 – птенцы, выращенные в Московском зоопарке возраст 30-37 дней;

2 – птенцы из нор Окских колоний возраст 19-26 дней

\*\* Различия недостоверны

Лейкоцитарная формула и содержание лизосомально-катионных белков выращенных нами птенцов свидетельствуют об их нормальном состоянии. Разница в содержании гранулоцитарных лейкоцитов наших и «диких» птенцов незначительна, укладывается в границы суточных и индивидуальных колебаний.

12.08.02 г. молодых птиц пересадили в небольшую внутреннюю вольеру, где они обитали около месяца. На экспозицию щурок пересаживали в течение нескольких дней, наблюдая за их адаптацией. Один птенец был найден мертвым в ручье через неделю после пересадки, причины гибели остались невыясненными. Таким образом, из 12 поступивших птенцов золотистой щурки, нам удалось вырастить и перевести на самостоятельное питание в экспозиционном вольере 9 особей.

Высота вольера, где содержатся золотистые щурки, составляет 3,7 м, длина 7,8 м и ширина 4,2 м, внутри него находится искусственное дерево и протекает ручей. Противоположно «дереву» была установлена дополнительная присада – большая ветка тополя. Вода в вольере для щурок не является необходимой – в природе и неволе мы не наблюдали, чтобы эти птицы пили, но в жаркие дни золотистые щурки изредка купаются, расправляя крылья, планируют на воду, сразу же взлетают, садятся и начинают чистить оперение. Наши птицы также охотно купаются в ручье. Некоторые особи, пугаясь работника, ударяются о стену вольера и падают в воду, оперение намокает, и птица не в состоянии взлететь и выбирается на «берег». В период гнездования ходулочников (май), неоднократно было отмечено агрессивное поведение этих куликов, по отношению к щуркам, находящимся на полу вольера. В результате такой агрессии в 2001 г. погибли три птицы.

В природе основной корм золотистой щурки – крупные летающие насекомые, которых птицы добывают в полете. В средней полосе золотистая щурка за период размножения съедает, в зависимости от уровня обеспеченности кормом, 17-24 гр. пищи в день. Изредка, по литературным данным, они могут склевывать насекомых и с поверхности земли. В наших условиях птицы охотно поедают мучного червя из кормушек, которые расположены на присадах, на высоте 1,7 м и 0,7 м, соответственно. При добавлении витаминов (как сухих, так и в масляных растворах) мучник быстро погибает и не представляет кормового интереса для золотистой щурки. Более крупных насекомых – личинок чернотелки зоофобус, сверчков и тараканов щурки не едят, хотя ручной самец охотно берет их с рук. Были предложены также: обычная мешанка для насекомоядных птиц, голые мышата и замороженные медоносные пчелы, но и этот корм был отвергнут. Любопытно, как наши щурки пытались использовать в пищу семена рогоза, которые разлетелись по вольеру.

Безусловно, мучник составляет неполноценный рацион для данного вида, что отражается, прежде всего, на окраске особей: через 2-3 месяца из оперения полностью исчезает желтый пигмент, птицы становятся преимущественно синими, горло белеет, радужина глаз не принимает характерного для взрослых особей красного цвета, кроме того, происходит перерастание клюва. После того, как стали посыпать мучника красителем, содержащим флавопротеины, на горле щурок стали появляться ярко оранжевые перья. На сегодняшний момент основной корм золотистых щурок составляет мучной червь, посыпаемый мелко натертой морковью.

В конце января 2000 г. было замечено образование пары, а в мае происходило спаривание этих особей. Создание пар и начало размножения «диких» золотистых щурок происходит приблизительно в те же сроки. Любопытно, что ритуал размножения был упрощен в сравнении с поведением щурок в естественной среде, когда перед спариванием самец предлагает самке насекомое, чаще крупных стрекоз, например, большое коромысло. Если приношение принято, спаривание состоится. У наших птиц мы этого не замечали. Гнездостроительное поведение отмечено в 2002 г. В природе выбором места для гнездования и началом строительства нор занимаются самцы. Подобное мы наблюдали и у наших птиц в условиях неволи: самец царапал клювом стену вольера на высоте 2 м, самка находилась поблизости. В связи с отсутствием искусственной гнездовой норы, яйцекладка не последовала.

### Заключение

Золотистые щурки хорошо переносят содержание в неволе, что доказывается как некоторыми физиологическими параметрами, так и совпадением сроков основных этапов их жизни. Учитывая, что золотистые щурки в природе хорошо летают, а большую часть полета составляет планирование, длина вольера при содержании этого вида должна превышать высоту не менее чем в два раза. Необходимо наличие присад, максимально удаленных друг от друга. Для содержания в неволе оптимально брать 12-14-ти дневных птенцов (в этом возрасте начинают разворачиваться трубочки перьев и можно определить пол птиц), когда они еще привыкают к человеку, а затраты на выкармливание сокращаются по сравнению с птенцами более младшего возраста. Можно рекомендовать постепенный перевод молодых птиц в экспозиционный вольер.

### Summary

**T.V. Lavrovskaya. Common bee-eater *Merops apiaster* at the Moscow Zoo.** Hand-rearing common bee-eater fledglings collected from the nests in nature have been observed from 1999. Feeding with live food and gradually driving the chicks into spacious aviaries at the zoo are recommended, optimal age being 12-14 days from the day of hatching. Morphometric measurements, leucocytal formula, lysosomal and cation content of the serum protein were used to control the chicks condition. At present, the Moscow Zoo keeps 13 specimens of bee-eaters.

## РАЗВЕДЕНИЕ КЕДРОВОК В НОВОСИБИРСКОМ ЗООПАРКЕ

**Т.И. Петухова**

Новосибирский зоопарк

В Новосибирском зоопарке кедровки (*Nucifraga caryocatactes*) содержатся в вольерах общей площадью 12 м<sup>2</sup> и высотой 5-6 м, соединенных в один блок общим коридором. Данная система позволяет свободно перемещать птиц из вольера в вольер без прямого их контакта с обслуживающим персоналом. При отлове и пересадке птиц возможно появление стресса и травм.

В вольерах, где содержатся кедровки, одна сторона закрыта толстыми сосновыми ветками на 2/3 высоты. На этой же стороне устанавливается укрытие размером 60 x 100 x 80 см, в котором закрепляются насесты. Кедровки используют эти укрытия при сильном ветре, в дождливую погоду, а, так же, при низких температурах воздуха.

В зимнее время вольеры декорируются ветками сосны и березы, в весенне-летний период для декорации и присады используются ветки различных пород деревьев. В качестве грунта используется песок.

На стенке каждой вольеры укрепляется кормовая полочка размером 25 x 40 и высотой 40 см, закрытая от осадков крышей размерами 30 x 50 см.

В разное время в вольерах площадью 12 м<sup>2</sup> содержалось от 2 до 8 птиц, но, по нашим наблюдениям, наиболее оптимальным для возможности гнездования и вывода птенцов будет наличие в одном вольере не более 4-х особей. В одном вольере с кедровками в период гнездования могут присутствовать и другие виды птиц, кедровки не агрессивны, только не допускают их к своему гнезду.

В вольере площадью 40 м<sup>2</sup> содержались 7 особей голубых сорок и пара кедровок, которые превосходно уживались друг с другом. Но при попытке подсадить в эту же вольеру дополнительно одну – две кедровки голубые сороки тут же устремлялись в атаку. После этого, как правило, самец кедровки тоже начинал периодически атаковать новичка, даже если это была самка.

### Кормление

<i>Суточный рацион кедровки</i>	<i>Вес в граммах</i>
творог	10
крупя вареная	5
яйцо куриное вареное	10
орех кедровый	30
семя подсолнечника	5
мясо мелко резаное	25
мышата новорожденные	1 шт. (1-2 раза в неделю)
печень	3
ягода свежая или мороженая	5

В период подготовки к размножению у кедровок из кормушек быстро исчезают творог, яйцо, мясо, кедровые орехи, но дело в том, что орехи не столько съедают, сколько разбрасывают.

Во время выкармливания птенцов, кедровки, в основном, используют кедровые орехи – при взвешивании молодняка в клюве птенцов можно видеть целые ядрышки орехов. Птенцам орехи даются запаренные кипятком, чтобы скорлупа была более мягкой. Возможно, при наличии свежесобранных орехов, эта мера излишняя, но, используя в кормлении сильно подсушенные орехи, мы решили не рисковать и облегчить птицам доступ к ядру. Отмечая, что птицы разбрасывают все кедровые орехи из кормушки не расщелкивая, мы проверяли их качество и всегда эти орехи были хорошими только внешне, а внутри по различным причинам некачественные (сильно пересушенные, гнилые, и т.д.)

### Размножение

Впервые потомство от кедровок было получено в 2000 г., до этого в коллекции зоопарка кедровки содержались только отдельными особями.

Начало гнездования отмечено в первых числах марта (таблица 1). В это время можно часто слышать пение птиц, которое напоминает довольно громкий скрежет, чередующийся с ритмичным пощелкиванием клювом. Это пение может длиться довольно долго, возобновляясь после непродолжительного перерыва. В этот период кедровкам предоставлялся большой выбор строительного материала для гнезда – ветки березы, ивы, шерсть, конский волос, сено.

Таблица 1. Сроки начальных этапов размножения кедровок в разные годы

Годы:	2001	2000	2002	2002
			(1-я пара)	(2-я пара)
начало гнездового поведения:	04.03	09.04	27.01	15.02
начало строительства гнезда:	14.03	17.04	18.04	25.04
начало насиживания:	28.03	28.04	10.04	24.04

В качестве основы для гнезда часто использовались уже упоминаемые нами кормовые полочки, расположенные на высоте 1,4 м от земли и задекорированные ветками сосны. В 2002 году пара кедровок выбрала для гнезда обыкновенную плетеную корзинку, прикрепленную к ветвям засохшего дерева на высоте 2,8 м от земли.

В этот период самки кедровок стараются быть менее заметны: так, у первой нашей пары насиживающая самка все время сидела в гнезде, повернувшись клювом к стенке, самец же, наоборот, сидя на гнезде, постоянно обозревал окрестности. У второй пары кедровок такого поведения не замечали – возможно, сказывалось другое устройство гнездовой полочки, более открытое.

Внутри гнездо обильно выстилается конским волосом. Пера или пуха кедровок в гнезде практически нет. Насиживают кладку обычно самки, а в функции самца входит защита гнезда и подмена самки на время кормления.

Появление птенцов можно было отметить по изменившемуся поведению родителей – самка часто заглядывала «под себя», делая характерные отпрыгивающие движения.

В период вывода птенцов погода, как правило, неустойчивая, ночью температура опускалась до - 6-7°C, шел снег или дождь со снегом. Поскольку гнездо сверху было защищено навесом и закрытой стенкой вольера, птицы не страдали от осадков и ветра.

При кормлении родители глубоко просовывают клюв в рот птенцов, которые в этот момент сильно машут крылышками. Родители не оставляли птенцов одних ни на минуту. В хорошую солнечную погоду самец садился над гнездом и распевал свои «скрежещущие» песенки.

Таблица 2. Результаты размножения кедровок.

Годы:	2000	2001	2002	2002
количество яиц в кладке:	4	4	4	4
из них оплодотворенных:	3	разбиты	4	4
вывелось птенцов:	2	-	3	(4)

Из таблицы 2 видно, что вывелось за 3 года девять птенцов, но пало из них 4.

### Поведение

Кедровки очень спокойно относятся к присутствию человека в вольере в течение всего года, исключая период размножения. В период строительства гнезда и выкармливания птенцов становятся достаточно агрессивными. Самец первой пары атаковывал нас, если мы приближались к гнезду.

Весной, как только начинает пригревать солнце и температура приближается к 0°C, кедровки становятся драчливы к своим сородичам (именно к кедровкам).

Иногда, в период формирования пар, мы давали птицам возможность самим выбрать себе пару, открывая дверки вольера. Птицы, при этом, свободно летали внутри вольерного блока. Данная система имеет недостаток – это непропорциональное соотношение полов, лишние особи мешают выделившимся парам, преследуя их по всей территории. Самцы из образовавшихся пар – других самок не принимают, гоняют их по вольере и бьют. Один самец, по неосторожности сотрудников, дважды вылетал из вольеры в лес, но, улетая на некоторое время, он возвращался к своей самке и в течение нескольких дней кормил ее через решетку, принося корм из леса. Затем он спокойно залетал в блок.

### Рост и развитие птенцов

Контроль за развитием птенцов проводился нами не регулярно, из-за опасения переохладить их. Очень часто в те дни, когда предполагалось провести взвешивание птенцов, было или резкое похолодание или выпадение осадков в виде дождя со снегом.

Таблица 3. Некоторые данные по взвешиванию птенцов кедровок

<i>Дата</i>	<i>Птенец 1</i>	<i>Птенец 2</i>
19.04	-	7
11.05	25	23
24.04	51	49
28.04	106	97
4.05	145	130

Через 10 дней после вылупления у птенцов начинают открываться глаза, и становится заметным рост пера – на голове пух, вся кожа почти черного цвета и на ощупь как бы маслянистая.

В возрасте 20 дней птенцы уже настолько вырастают, что родители, сидя на гнезде, полностью их прикрыть своим оперением не могут. В этом возрасте маховые перья у птенцов уже достаточно отросшие.

В возрасте 27 дней птенцы сравниваются по размерам с родителями, только более светлое перо да кое-где пух на голове позволяют отличить их от взрослых птиц. В это время птенцы слетают с гнезда и держатся на земле или на нижних ветвях деревьев – в руки их уже не возьмешь, они, пугаясь, отлетают в сторону. В этом же возрасте птенцы начинают самостоятельно кормиться и пить, но родители еще докармливают их в течение 15 дней.

### Summary

***T.I. Petukhova.*** Nutcracker management at the Novosibirsk Zoo. From 2000 till 2002 4 nutcracker (*Nucifraga caryocatactes*) clutches (16 eggs) were laid, 5 hatchlings out of 9 survived. Recommendations to keep nutcrackers, to stimulate their breeding and to feed according to the season are given. Remarks on behaviour of adults and chicks at various stages of development are quoted.

**ВЕТЕРИНАРНЫЕ АСПЕКТЫ**

## ОПЫТ ЛЕЧЕНИЯ ПЕРИАРТИКУЛЯРНЫХ АБСЦЕССОВ У ЖУРАВЛЕЙ

**В.Е. Козлитин**

Ветеринарная клиника «Кобра», г. Москва

Долгое время считалось, что у птиц, по сравнению с млекопитающими, повышен болевой порог, хотя в литературе существует большое разнообразие взглядов на то, как животные переносят боль. До настоящего времени слишком мало исследований о переносимости птицами боли. Как показывает практика применения анальгезирующих препаратов, птицы очень чутко реагируют на снятие болевого синдрома с помощью различных препаратов. В нашей практике мы применяли препараты двух классов: нестероидные противовоспалительные – карпрофен (Римадил®), и препараты опиоидного ряда – буторфанол (Торбуджестик®, Морадол®).

В настоящее время существует четыре основные группы анальгезирующих препаратов: глюкокортикоиды, нестероидные противовоспалительные препараты, агонисты  $\alpha_2$ -адренорецепторов и опиоидные препараты.

**Глюкокортикостероиды и нестероидные противовоспалительные препараты** подавляют синтез простагландинов, за счет чего обеспечивается анальгезирующий эффект. Этот класс препаратов идеально подходит для подавления болей в мягких тканях, внутрисуставных болей и для снятия зуда. Но при длительном применении этих препаратов возможно развитие гастроинтестинального изъязвления и повреждения паренхимы почек.

Механизм действия **агонистов  $\alpha_2$ -адренорецепторов** носит комплексный характер, степень анальгезии сильно варьирует в зависимости от вида животного. Кроме того, при применении этих препаратов возможна депрессия кардиореспираторной системы, и различные реакции со стороны центральной нервной системы.

**Опиоидные анальгетики** индуцируют анальгезию, воздействуя на рецепторы расположенные, главным образом, в центральной нервной системе. Существует три основных типа опиоидных рецепторов. Мю-рецепторы ответственны за анальгезию и эйфорию. Они также ответственны за физическое привыкание, седацию и угнетение дыхания. Каппа-рецепторы также ответственны за анальгезию, и, в меньшей степени, за седацию и респираторную депрессию. Сигма-рецепторы определяют сердечную и респираторную стимуляцию, беспокойство и галлюцинации.

Препараты агонисты  $\mu$ -рецепторов (морфин, меперидин и т.д.) используются для подавления сильных болей. Смешанные агонисты-антагонисты мю- и каппа-рецепторов (буторфанол, пентазоцин и т.д.) и частичные агонисты (бупренорфин) применяются для подавления «средних» болей. К недостаткам этой группы анальгетиков можно отнести влияние на центральную нервную систему, сердечную и респираторную деятельность, воздействие на рвотный центр. Поэтому применять эти препараты следует с осторожностью. Еще одним недостатком этой группы препаратов является их короткий период действия (2-4 часа), труднодоступность, высокая стоимость.

В связи с этим, препаратами выбора для подавления воспалительных реакций и обеспечения послеоперационной анальгезии становятся нестероидные противовоспалительные препараты (НПВС).

Существует несколько категорий нестероидных противовоспалительных препаратов, но лишь некоторые были апробированы на птицах, и лишь для нескольких препаратов были проведены клинические испытания. Большая часть информации о дозировках и эффектах применения препаратов птицам была получена опытным путём.

У млекопитающих НПВС синергично действуют с другими анальгетиками, и при комбинированном использовании их вместе с опиоидами их эффект может быть более выраженным. У птиц, также как и у других животных, предоперативное применение НПВС снижает сенсбилизацию тканей на хирургическую травму и уменьшает период послеоперационной терапии опиоидами.

Отрицательной стороной применения НПВС млекопитающим является гастроинтестинальное изъязвление и кровотечение, а также отмечены нефротоксические эффекты, эти эффекты развиваются из-за подавления синтеза простагландинов. У птиц также отмечены подобные эффекты при применении больших доз *флуниксина миглумината* (10 мг/кг) волнистым попугайчикам, при этом, наблюдали регургитацию и судорожные приступы. К более серьезным осложнениям, вызванным применением флуниксина, можно отнести почечную ишемию. У перепелов получавших в течение 7 дней внутримышечно флуниксин, гистологическими исследованиями выявлены повреждения почечной паренхимы у всех птиц, даже у получавших самые низкие дозировки 0,1 мг/кг. Степень повреждения почечной паренхимы была прямо пропорциональна дозе флуниксина, и варьировала от острого некротизирующего гломерулонефрита, выпадения кристаллоида в почечных канальцах до висцеральной подагры, развившейся при применении флуниксина в дозе 32 мг/кг. Почечная ишемия и некроз паренхимы зафиксированы у стерха, получавшего флуниксина миглимидат, в дозе 5 мг/кг, для обезболивания после мышечных и скелетных травм. В связи с такими отрицательными эффектами от применения этого препарата в ветеринарной медицине птиц отказались.

*Пироксикам* применяется для лечения хронических артритов у млекопитающих. Он также применялся для лечения хронического дегенеративного артрита у журавлей и у других видов птиц, при длительной терапии получены положительные результаты, больные птицы начинали постепенно пользоваться конечностями и переносить на них массу тела.

Сейчас наиболее распространёнными в ветеринарной медицине птиц НПВС являются карпрофен и кетопрофен. Это НПВС, где главным действующим веществом являются проприоновые кислоты, которые являются анальгетиками, противовоспалительными и жаропонижающими, как для млекопитающих, так и для птиц.

К преимуществам НПВС относится то, что к этим препаратам не развивается привыкание. Они легко доступны и относительно дешевы. Современные НПВС обладают минимальным побочным действием и противопоказаниями.

*Карпрофен* также относится к НПВС. Оказывает противовоспалительное, анальгезирующее и жаропонижающее действие. Механизм действия обусловлен ингибированием циклооксигеназы в цикле арахидоновой кислоты. При этом препарат в основном влияет на циклоксигеназу-2, которая индуцируется в ответ на развитие воспаления. В результате блокируется синтез простагландинов, вызывающих воспаление, отек и боль. В терапевтических дозах карпрофен значительно слабее действует на циклоксигеназу-1 и не влияет на синтез протективных простагландинов. Таким образом, препарат не на-

рушает нормальные физиологические процессы в тканях, особенно в желудке, кишечнике, почках и тромбоцитах. Птицам препарат применяют в дозах 2 мг/кг раз в сутки. Никаких побочных эффектов после применения препарата нами не наблюдалось, в литературе также не встречается упоминаний о каких либо осложнениях.

К преимуществам карпрофена относится то, что степень анальгезии, вызываемая его применением, лишь ненамного уступает препаратам опиоидного ряда, большая продолжительность действия, (24 часа, против 3 часов буторфанола), карпрофен можно применять для предоперационной и послеоперационной моноанальгезии или в сочетании с другими анальгетиками. Отсутствие побочных эффектов делает возможным длительное применение препарата (в течение нескольких месяцев), при неизлечимых патологиях сопровождаемых болезненными ощущениями возможен пожизненный приём препарата. Последнее делает препарат не имеющим аналогов, на сегодняшний день.

При работе с длинноногими птицами, довольно часто приходится сталкиваться с «синдромом постотловочного пареза» (capture paresia) (*Thomas A. Bailey, 2000*). Этот синдром документирован для многих видов птиц: фламинго, птица-секретарь, дрофа, журавли различных видов и т.д. Клинически синдром проявляется как внезапный или быстроразвивающийся парез конечностей, после отлова или манипуляций с птицей. При работе в жаркую погоду или с ослабленными птицами, вероятность развития синдрома повышается. Истинный патогенез синдрома до настоящего момента остаётся неясным. Основная теория развития болезни связана с анаэробным метаболизмом в мышцах ног при интенсивных мышечных нагрузках. Молочная кислота, продуцируемая в мышцах приводит к развитию локального и системного ацидоза, и к появлению клинических признаков пареза. Низкий pH в тканях приводит к повышению проницаемости клеточных мембран и, как следствие, к клеточному лизису. Лечение заключается в подщелачивании крови и проведении общей поддерживающей терапии. Прогноз, как правило, неблагоприятный. Помимо общего патологического состояния развиваются вторичные, сопутствующие патологии.

Летом 2002 года в Питомнике по разведению редких видов журавлей при Окском государственном биосферном заповеднике, мы проводили плановый забор крови у птенцов стерхов (*Grus leucogeranus*) для определения пола, методом ПЦР. Кровь в объёме 0,5 мл брали из медиальной метатарзальной вены, птица, при этом, фиксируется на коленях у помощника. Один из птенцов, явно отставал в развитии, из анамнеза было известно, что при инкубировании были допущены нарушения технологического процесса. У птицы развился дисбактериоз, проводилась антибиотикотерапия и профилактика рахита. Через 20 минут после взятия крови, птенец сел на ноги и не смог встать. Поставлен диагноз – постотловочный синдром.

- 17.07.2002. Назначена регидратационная терапия, физиотерапия (плавание, массаж), антибиотикотерапия фторхинолонами, так как для развивающихся птенцов журавлей не выявлено противопоказаний к применению этой группы препаратов.
- 21.07.2002. Птица стала вставать на ноги и неуверенно передвигаться. В области тарзометатарзальных суставов образовались пролежни с нарушением целостности кожного покрова. Ранки инфицировались сапрофитной микрофлорой, началось воспаление, область суставов на ощупь горячая, отёкшая.

- 24.07.2002. Область отёка распространилась проксимально и дистально от сустава. Дополнительно к системной антибиотикотерапии назначена местная аппликация антибиотиков, применяли смесь 1% р-ра диоксидина и димексида в пропорции 1:1, в виде повязок.
- 7.08.2002. Сильная хромота, основная нагрузка приходится на левую конечность, где интенсивность воспалительного процесса была меньше.
- 15.08.2002. Уменьшения области воспаления и формирования в очаге плотных мобильных масс, хорошо прощупываемых под кожей. Диагноз – периартикулярный абсцесс.
- 7.09.2002. Принято решение о проведении хирургического удаления продуктов воспаления из периартикулярной области. Для обеспечения анальгезии применен буторфанол тартрат 4 мг/кг в.м. При санировании из подкожной полости на правой ноге были извлечены казеозные гнойные массы общим объемом 3 см<sup>3</sup>, на левой ноге 1,5 см<sup>3</sup>. Подкожные полости промыты 0,5% р-ром диоксидина. На раны наложены швы из синтетического рассасывающегося материала. Назначена дальнейшая терапия диоксидином и димексидом.
- 8.09-25.09.2002. отёк в области правого тарзометатарзального сустава прогрессивно уменьшался, местная температура снижалась.
- 26.09.2002. В области левого тарзометатарзального сустава стабильный отёк, проведена повторная операция, общий объём удалённых гнойных масс составил 1 см<sup>3</sup>, часть казеозных масс удалить не удалось, так как наблюдалась плотная адгезия их к сухожильным стволам. Терапия дополнена местной аппликацией смеси димексида и дексаметазона в соотношении 1:1.
- 6.10.2002. Прогресса нет. Область левого сустава горячая и отёкшая. Аппликация дексаметазона отменена, оставлено местное применение смеси диоксидина и димексида.
- 6.11.2002. отёчность левой периартикулярной области прогрессирует, местная температура повышена, под кожей прощупывались неприкрепленные образования.
- 7.11.2002. проведена операция по санированию левой периартикулярной области, удалось удалить казеозные гнойные массы объёмом 1,5 см<sup>3</sup>, часть гнойных масс удалить не удалось из-за плотной адгезии их к сухожилиям. Продолжена аппликация диоксидина.
- 14.11.2002. прогресса нет, отёк стабилен, температура не уменьшилась. Принято решение о прекращении антибиотикотерапии.
- 15.11.2002 Назначен карпрофен (Римадил®) 2 мг/кг, один раз в сутки, подкожно.
- 18.11.2002 Клиническое состояние птицы улучшилось, появился аппетит, пропала хромота, уменьшился отёк периартикулярной области, местная температура снизилась.
- 28.11.2002 Отёк прошел полностью, местная температура чуть выше нормальной, хромоты нет, птица активно перемещается по вольеру.
- 22.12.2002. С медиальной стороны левого тарзометатарзального сустава пальпируется продолговатое уплотнение размером 1,5x0,7 см, свободно перемещающееся под кожей, местная температура слегка повышена.

- 1.01.2003. С медиальной стороны левого тарзометатарзального сустава пальпируется шарообразное уплотнение 0,5x0,5см, местная температура слегка повышена.
- 20.01.2003. Местная температура нормальная, птица не хромотает, в периартикулярной области ничего не прощупывается. Птица клинически здорова.

При проведении профилактической дегельминтизации даурских журавлей (*Grus vipio*), была предпринята попытка разделения семьи журавлей и отделения птенца от родителей.

- 14.09.2002. Птенец сильно испугался, у него развился парез обеих задних конечностей, птица не могла встать на протяжении 10 минут. Птицу вернули в прежний вольер к родителям, она встала, при этом отмечена неуверенная походка.
- 15.09.2002. При виде человека птенец опять сел на цевки, подняться больше не смог. Поставлен диагноз постотловочный синдром.
- 16.09.2002. Птицу перевели в отдельный изолятор, назначена регидратационная терапия, антибиотикотерапия препаратами фторхинолонового ряда, физиотерапия (массаж ног), принудительное кормление. На области тарзометатарзальных суставов надеты защитные повязки из эластичного бинта Vetrap. При попытках встать птица повредила кожу пальцев на правой ноге, в районе стопы развился отёк.
- 30.09.2002. Птица сама уверенно стоит, делает несколько шагов. Области тарзометатарзальных суставов отёкшие, горячие на ощупь, назначена местная аппликация р-ра диоксида 1% и димексида 1:1, в виде повязок.
- 7.10.2002. Отёк периартикулярных областей распространяется проксимально и дистально.
- 8.10.2002. Быстро развиваться отёк обеих стоп. При ходьбе птица неестественно высоко задирает ноги. Поставлен диагноз периартикулярный абсцесс.
- 18.10.2002. Терапия дополнена местной аппликацией смеси димексида и дексаметазона в соотношении 1:1. Местная температура левого тарзометатарзального сустава слегка повышена, температура правого в норме, отёк стабилен.
- 29.10.2002. В области левого пяточного сустава образовался свищ, из отверстия которого сочится гной.
- 30.10.2002. Аналогичная ситуация на правом пяточном суставе, птица с трудом ходит.
- 3.11.2002. Произведена хирургическая санация периартикулярной области, из области правого пяточного сустава удалены казеозные массы, объёмом 4 см<sup>3</sup>, из области левого 2 см<sup>3</sup>. Продолжена антибиотикотерапия.
- 8.11.2002. Птица погибла.

При патологоанатомическом вскрытии в периартикулярных областях, обнаружена некротическая дегенерация сухожильного и связочного аппарата, адгезия казеозных гнойных масс на сухожилиях. Некроз паренхимы почек.

Таким образом, в первом случае применение карпрофена помогло избежать вторичных оперативных вмешательств и привело к полному клиническому выздоровлению птицы. Во втором случае, классическое лечение привело к тому, что воспаление не удалось остановить, птица погибла вследствие интоксикации продуктами воспаления.

## Выводы

1. При лечении постотловочного синдрома, необходимо учитывать не только непосредственные патологические состояния, приводящие к парезу задних конечностей, но и отдалённые, вторичные, последствия пареза, так при парезе дистальные части конечностей (в основном стопа и цевка) подвергаются воздействию гипоксии, вследствие ацидоза и недостаточной трофики тканей, здесь создаются условия благоприятные для развития воспаления, кроме того при попытках встать птица получает механические повреждения, нарушается целостность кожного покрова, что создаёт благоприятные условия для инфицирования тканей.
2. Исходя из вышесказанного, мы рекомендуем: при лечении постотловочного синдрома применять системную антибиотикотерапию препаратами широкого спектра действия; для снятия болезненных ощущений и подавления воспалительных реакций применять карпрофен на ранних стадиях лечения постотловочного синдрома.
3. При первых признаках развития воспалительных реакций в периартикулярных областях применять карпрофен, и начинать комплексную антибиотикотерапию с системным и местным применением антибиотиков широкого спектра действия.
4. Применение карпрофена помогает избежать оперативного вмешательства в периартикулярные области, приводит к прекращению развития воспалительных реакций.
5. При длительном применении карпрофена молодым стерхам, противопоказаний и осложнений не выявлено.
6. Следует более внимательно изучить возможности этого препарата при работе с птицами.

### Summary

**V.E. Kozlitiin.** On periarticular abscess medical treatment in cranes. Two birds (*Grus leucogeranus*, *G. vipio*) were medically treated of postcatch syndrome. It is recommended to treat the abscess with antibiotics of broad action and to abate painful sensation and to suppress swelling with *Carprophen* at early stages of the disease.

## АНЕСТЕЗИЯ ПТИЦ

*В.Е. Козлитин, И.В. Тимерин*

Ветеринарная клиника «Кобра», г. Москва

Всё больше людей заводят себе пернатых питомцев. При этом на приём к ветеринарному врачу попадают не только канарейки и попугайчики, зачастую приходится сталкиваться с экзотическими птицами – туканами, журавлями, пингвинами, страусами. Часто только общая анестезия, осуществляемая адекватными средствами, позволяет врачу провести успешные и быстрые действия по регидратации, неотложные манипуляции, взятие крови, рентгенографию, а также выполнить длительные хирургические операции пернатым пациентам. Исторически анестезия птиц была спорной темой, сопровождавшейся продолжительными дебатами. Сейчас имеется аппаратура, адаптированная для наркоза птиц, специальные модификации эндотрахеальных трубок, разработана методика невозвратной вентиляции посредством интубации абдоминальных воздушных мешков.

В нашей статье мы постарались сделать упор на использование схем и препаратов, доступных в России.

Как и у других животных, общая анестезия птиц может осуществляться инъекционным или ингаляционным методом. Цель анестезиолога – выбрать для пациента такой способ наркоза, который приведет к минимальным изменениям физиологических процессов.

Идеальный анестетик для птиц создаёт минимальный стресс в системе поддержания гомеостаза, имеет большой терапевтический индекс, обеспечивает быстрое введение и выведение из наркоза, индуцирует минимальные физиологические изменения, обеспечивает адекватное обездвиживание для выполнения необходимых процедур и может использоваться в критических состояниях.

В анестезиологии птиц применяются те же принципы оценки степени риска, что и для млекопитающих.

Выбор анестезирующих средств должен базироваться на статусе пациента, наличии оборудования и условий работы (анестезия в полевых и стационарных условиях). Забегая вперёд, отметим, что во всех ситуациях наилучшим выбором будет изофлуран, хотя в полевых условиях предпочтительнее может быть применение инъекционной анестезии с использованием реверсирующих препаратов.

### **Физиологические и анатомические особенности дыхательной системы птиц**

У пернатых, по сравнению с млекопитающими, есть несколько особенностей дыхательной системы, которые необходимо учитывать при проведении наркоза.

Трахея птиц состоит из замкнутых хрящевых колец, и анестезиолог должен принимать во внимание, что существует огромное разнообразие анатомических особенностей в зависимости от вида птицы. Например, у эму есть воздушные мешки, открывающиеся щелью продолжающейся от середины до нижней трети шейной части трахеи. У некоторых пингвинов трахея двойная. Самцы многих водоплавающих птиц имеют пузы-

ревидное расширение трахеи при входе в грудную клетку. У журавлей развит комплекс трахеальных петель, располагающихся в грудной кости.

Так как трахея состоит из замкнутых хрящевых колец, она неспособна растягиваться, поэтому при применении эндотрахеальных трубок с манжетами, можно повредить слизистую трахеи, при этом трахеит развивается, как правило, через 5-7 дней после интубации. Фиброзный налёт на внутренней стенке трахеи может привести к диспноэ, это особенно опасно для мелких и средних птиц.

Главное отличие заключается в том, что птицы не имеют дыхательных альвеол. Вместо них у птиц воздушные капилляры, которые выполняют функции газообмена. Птицы также не имеют диафрагмы, и акт вдоха полностью зависит от движений грудной, коракоида и ребер. Вообще ёмкость собственно легких относительно мала по сравнению с эквивалентными по размеру млекопитающими, хотя, по всем параметрам система воздушных мешков имеет больший дыхательный объем.

Лёгкие у птиц по сравнению с аналогичными по размеру млекопитающими, имеют меньший объём. Так как у птиц отсутствуют альвеолы, то соответственно, лёгкие не способны расширяться. Газообмен осуществляется в воздухоносных капиллярах, пронизанных кровеносными сосудами. Самый крупный размер капилляра на треть меньше диаметра самой мелкой альвеолы млекопитающих. Маленький диаметр неспадающихся капилляров создаёт большое давление градиента газов, способствующее эффективному газообмену. Такая система газообмена в 10 раз эффективней таковой у млекопитающих сходных размеров.

Эффективность газообмена зависит от соотношения поверхность/объем. Эта эффективность достигается за счет быстрого перераспределения газообразных компонентов в системе вдыхаемый воздух/кровь, что обеспечивает быстрое введение в наркоз, быстрое изменение глубины наркоза, а также быстрый выход из наркоза, при использовании ингаляционной анестезии.

Птицы очень чувствительны к концентрации  $\text{CO}_2$  в крови, при недостатке углекислоты может развиваться острое апное. Минимальный уровень  $\text{CO}_2$  в крови, который необходим для стимуляции дыхания, у птиц составляет 25 торр.

Особенности анатомии и гистологии респираторной системы птиц таковы, что даже у здоровой птицы во время анестезии в дорсальном положении может наблюдаться недостаточная оксигенация. Адекватная вентиляция затруднена у некоторых птиц имеющих большую массу грудных мышц (курообразные, гусеобразные). Интубация и применение искусственной вентиляции настоятельно рекомендуется при проведении анестезии таких птиц.

У птиц 9 воздушных мешков, 4 парных и один непарный. В зависимости от вида птицы воздушные мешки могут иметь дивертикулы, проникающие в шейные и грудные позвонки, в рёбра, грудину, плечевые и тазовые кости. В воздушных мешках не происходит газообмена, так как их стенки практически не содержат кровеносных сосудов, они обеспечивают двустороннее движение воздуха через паренхиму лёгких.

Система воздушных мешков имеет большой объем «мёртвого пространства» (у цыплят 34% от общего объёма). Благодаря двустороннему движению газов в лёгких птиц, сначала примерно 50% газа на вдохе попадает в задние воздушные мешки, не участвуя в газообмене, на выдохе газ пройдя через паренхиму лёгких попадает в перед-

ние воздушные мешки. Оставшиеся 50% газов на вдохе проходят через паренхиму лёгких, в том же направлении что и не участвующая в газообмене часть воздуха. Такая анатомия и физиология создаёт эффект сети, делая газообмен более быстрым и эффективным чем у млекопитающих. Если при индукции ингаляционным наркозом подать в респираторную систему птицы слишком большую концентрацию анестетика, развивается апное, при искусственной вентиляции в паренхиме легких продолжается абсорбция газов, оставшихся в задних воздушных мешках. Легко испаряющиеся анестетики могут очень быстро достичь опасной концентрации в крови.

Другой физиологический аспект анатомического строения лёгких заключается в том, что хеморецепторы отвечающие за парциальное давление  $\text{CO}_2$  в плазме крови, имеют большее значение, чем механорецепторы регистрирующие изменение механического давления в капиллярах лёгких. Парциальное давление углекислого газа в лёгких у кур в норме меньше на 30% такового в лёгких млекопитающих аналогичных размеров, это достигается за счет более эффективного газообмена. Поэтому птицы более чувствительны к гиперкапнии.

Вот почему так важно при анестезии поддерживать большую скорость течения кислорода через респираторную систему пернатого пациента. Она должна быть как минимум в три раза большей, чем нормальный минутный объём. Нормальный минутный объём по *Klide* (1973):

1. домашняя курица весом 2,5 кг – минутный объём 770 мл/мин;
2. гоночный голубь весом 300 гр. – минутный объём 250 мл/мин;
3. ткачик весом 30 гр. – минутный объём 25 мл/мин.

*Marley and Payne* (1964) показали что при использовании галотана  $\text{Pa}_{\text{CO}_2}$  постепенно повышается со временем, даже у птицы с нормальным респираторным ритмом. При депрессии дыхания  $\text{Pa}_{\text{CO}_2}$  поднимается намного быстрее (с 18-27 мм.рт.ст. до 50-75 мм.рт.ст за 10 мин.). При увеличении  $\text{Pa}_{\text{CO}_2}$  до 80 мм.рт.ст. птица погибает. Некоторые легко испаряющиеся анестетики могут подавлять хеморецепторы углекислого газа.

*King and Payne* (1964) в своих работах на цыплятах показали, что когда птица в дорсальном положении, минутный объём может снижаться от 10 до 60%. Это обусловлено давлением внутренних органов на воздушные мешки. Эти исследования показали, что этот эффект был больше выражен для самок чем для самцов. В латеральном положении птицы, этот эффект не так выражен как в дорсальном.

Эффект гипоксии варьирует у различных групп птиц. В любом случае у птиц потребление кислорода на порядок больше чем у млекопитающих аналогичного размера. Птицы, обладающие способностью к быстрому полёту, и ныряющие птицы лучше переносят условия гипоксии (*Dawson*, 1975). Пингвины, которые при охоте способны погружаться под воду на длительный срок, лучше переносят гипоксию, чем пингвины Адели, которые не погружаются под воду на столь длительные периоды.

Многие препараты, используемые для общей анестезии птиц, являются депрессантами респираторной деятельности. Всё вышеперечисленное делает поддержание адекватного респираторного ритма и высокого уровня оксигенации очень важным, при любой схеме анестезии. Если это не принимать во внимание, то  $\text{Pa}_{\text{CO}_2}$  очень быстро поднимается, без каких-либо угрожающих признаков. Даже при большой скорости потока кислорода, удаление углекислого газа может быть недостаточным. При падении частоты

дыхательных движений, последствия могут стать необратимыми. Быстро развиваются условия респираторного ацидоза, угнетается миокард и падает кровяное давление. Повышение  $\text{PaCO}_2$  предрасполагает к фибрилляции предсердий и желудочков и к остановке сердца.

## **Преданестезионная стабилизация и подготовка**

### **Регидратационная терапия**

Инъекционная терапия – важный аспект поддержания стабильности состояния пациента. Многие больные птицы, имеющие показания к операции, отказываются от еды и воды в течение предыдущих дней, часто довольно длительный срок. При высоком уровне метаболизма у птиц, у них быстро развивается дегидратация. Заблаговременная коррекция дегидратации особенно важна для поддержания гомеостаза пациента во время анестезии.

При продолжительном времени наркоза птица может терять большое количество жидкости, из-за большой внутренней площади воздушных мешков. Если птица уже была обезвожена, такая потеря жидкости может быть критической, привести к критическому снижению циркулирующего объёма крови, сокращению сердечного толчка, уменьшению тканевой перфузии и к анаэробному дыханию в тканях. Всё это ведёт к снижению рН крови, и развитию метаболического ацидоза. Кроме всего прочего многие анестетики сами приводят к снижению кровяного давления.

Введение физиологических растворов пациентам с выраженной дегидратацией производят внутривенно или внутрикостно. Оральное или подкожное введение не всегда эффективно для восстановления или поддержания циркулирующего объёма жидкости.

Внутрикостная канюля – прекрасный путь обеспечения пациента жидкостью во время хирургических процедур. По сравнению с катетеризацией периферических сосудов, внутрикостная канюля более легка в обслуживании. Внутрикостная канюля, установленная в тибитарзальную кость может также использоваться пациентам в критических состояниях для регидратации, переливания крови или введения лекарств.

Для регидратации предпочтительнее использовать лактат Рингера. Этот сбалансированный по электролитному составу раствор, более соответствует физиологии птиц, чем растворы глюкозы. Пятипроцентный раствор декстрозы не подходит для регидратации, потому, что для метаболизма декстрозы требуется много свободной воды. Во избежание гипотермии жидкие препараты перед введением их птице, находящейся в наркозе, должны быть подогреты до  $36^\circ\text{C}$ .

Жидкости вводят медленно, для предупреждения передозировки объёма. Максимальная скорость введения жидкости здоровой птице – 90 мл/кг/час. Для какаду максимальная скорость составляет 9 мл/час или 0,15 мл/мин., однако большинство пернатых пациентов не могут сохранять толерантность к такой скорости введения жидкостей.

Уровень электролитов и КЩС должны всегда приниматься во внимание у птиц, готовящихся к наркозу. Если невозможно определение существующего дефицита бикарбонатов, и если пациент обезвожен или критически болен, вводят по 1 мэкв/кг бикарбоната натрия с 15-30 минутными интервалами, при необходимости – максимально до 4 мэкв.

## Голодание

Рекомендации относительно голодания птиц перед наркозом варьируют от отрицания необходимости голодания до голодовки более 10 часов. Для хищных птиц мы настоятельно рекомендуем голодание в течении 24 часов перед наркозом.

В своей практике мы держим птицу без еды так долго, как необходимо для очищения кишечника. Птиц массой более 1 кг желательно выдержать на голодной диете 12 часов, массой от 300 гр. до 1 кг не кормить 6 часов, до 300 гр. 3-4 часа, птиц массой менее 100 гр. не рекомендуем выдерживать на голодной диете.

Если зоб наполнен, то его необходимо очистить промыванием или мануально.

Затем пищевод можно затампонировать марлей. Голова и шея укладываются с наклоном вверх, для уменьшения риска пассивной регургитации. Трахею желательно интубировать с помощью подходящей по размеру трубки.

## Премедикация

Стандартное использование атропина для премедикации не применимо для птиц, так как этот препарат увеличивает вязкость респираторных секретов, замедляет перистальтику и приводит к тахикардии. Сгущение респираторных секретов при маленьком диаметре эндотрахеальной трубки может привести к её obturации. Дополнительное учащение пульса нежелательно для пациента, и без того имеющего естественную тахикардию. Гликопирролат не вызывает нежелательных кардиологических эффектов, но также способствует сгущению респираторного секрета. Поэтому эти препараты используют только для специфической терапии при брадикардии.

Для премедикации мы рекомендуем применять карпрофен 2 мг/кг или буторфанол 4 мг/кг, за пять минут до введения основной наркотизирующей смеси. Это обеспечивает лучшую анальгезию, и плавную индукцию наркоза.

## Риски

Чаще всего анестезию птиц осложняют различные гепатопатии. Гепатит диагностируют при выявлении в крови низкого уровня протеина, увеличении или снижении концентрации желчных кислот и уровня тканевых ферментов, и рентгенографическом обнаружении гепатомегалии или уменьшения массы печени. Дисфункции печени уменьшают способность птицы к биотрансформации анестетиков, и могут быть также ассоциированы с коагулопатией. Применение для этих пациентов каких-либо препаратов, которые метаболизируются ферментами печени (большинство инъекционных анестетиков, галотан, метоксифлуран), противопоказано. Перед применением наркоза желательно провести гепатопротективную терапию. Если анестезия не может быть отложена до адекватной стабилизации, то используют изофлуран, и назначают инъекции аналогов витамина К, для нормализации свертываемости крови.

Ожирение – обычное явление для птиц, содержащихся в неволе. Отложения избытка жиров затрудняют дыхание. Респираторное усилие негативно сказывается в дальнейшем, когда птица наркотизирована и ей придано положение тела для хирургических процедур. Перед общей анестезией рекомендуются изменения диеты и коррекция метаболических нарушений.

При желточном перитоните, особенно у мелких видов попугаев (кореллы, неразлучники, волнистые попугайчики), часто возникает необходимость в хирургическом вмешательстве. Эти пациенты требуют тщательной стабилизации состояния перед анестезией. Процесс стабилизации затягивается иногда на недели, и в некоторых случаях, хирургическое вмешательство может оказаться ненужным. Назначенные перед анестезией абдоминальная пункция и диуретики уменьшают объем жидкости в брюшной полости и улучшают способность пациента к дыханию. Таких пациентов фиксируют в вертикальном положении, предупреждая попадание абдоминальной жидкости и осколков скорлупы через разрывы в воздушных мешках в лёгкие. Операционный стол необходимо наклонить так, чтобы голова пациента находилась вверх.

При обычных процедурах с ожиревшими птицами или при скоплении абдоминальной жидкости необходима правильная интубация, для обеспечения дыхания птицы. Мягкий режим IPPV помогает поддерживать адекватный уровень оксигенации. При проведении искусственной вентиляции обращают основное внимание на то, что лёгкие птицы минимально растяжимы, и давление в воздушных мешках поддерживают не выше 15 мм.рт.ст., для предупреждения разрыва воздушных капилляров.

### **Ингаляционная анестезия**

Ингаляционная анестезия птиц по многим параметрам предпочтительнее инъекционной. Ею можно плавно управлять в зависимости от эффекта, она имеет большую терапевтическую широту, обеспечивает быстрое введение в наркоз и выход без проблем. К преимуществам можно отнести и то, что продолжительность наркоза можно регулировать в зависимости от специфики операции, а также то, что (в особенности касательно изофлурана) эффект может быть быстро прекращен.

### **Газовые анестетики**

#### **Метоксифлуран (Methoxyflurane)**

Метоксифлуран (*Metafane®*, *Penthrane®*) метаболизируется на 50%, довольно токсичен и оказывает пролонгированные эффекты на физиологические параметры. Этот газ хорошо растворяется в крови, что приводит к длительному введению в наркоз и длительному выходу из него (который может занять около часа). Такая прекрасная растворимость предупреждает быстрые изменения при глубоком наркозе, что делает анестезию птиц легко поддерживаемой на должном уровне. Однако, значительное количество газа, растворенного в крови, удлиняет время, необходимое для облегчения состояния птицы в критической ситуации. Как известно, метоксифлуран может вызывать почечную недостаточность у постоянно вдыхающего его обслуживающего персонала, поэтому вентиляционная система должна полностью удалять примеси газа из помещений клиники. Так как метоксифлуран малолетучее вещество, лучше всего использовать его в системах с открытым контуром. Это очень опасный метод анестезии птиц, и при отсутствии адекватного запаса кислорода результатом может быть быстрая смерть пациента.

### **Галотан (*Halothane*)**

Галотан (*Halothan®*, *Fluothane®*) относительно мало раздражающий газ, требующий точного испарителя для применения. При быстром обмене газов с артериальной кровью в дыхательной системе птиц, происходит быстрое ведение и выведение из наркоза. Индукция наркоза обычно начинается в течение 2-5 минут при концентрации галотана в дыхательной смеси – 3-5%; время реверсии зависит от длительности наркоза, но в среднем варьирует в пределах 5-20 минут. При использовании галотана быстро урежается сердечный ритм, который и быстро нормализуется после прекращения анестезии. Поддержание анестезии обычно достигается концентрациями анестетика между 1-1,5%, увеличение периода процедуры индуцирует гипотермию у пациента. Галотан метаболизируется на 15%. Недостатком галотана для пернатых пациентов является то, что: 1) апное и остановка сердца происходит одновременно; 2) газ усиливает чувствительность сердечной мышцы к катехоламинам, что приводит к риску возникновения аритмии, особенно при длительных хирургических операциях. Препарат может быть причиной хронических болезней печени у персонала клиники, поэтому необходима хорошая вентиляция для удаления загрязненного воздуха из операционной.

### **Изофлуран (*Isoflurane*)**

Изофлуран (*Forane®*, *Aerrane®*, *Forene®*, *IsoFlo®*) быстро заменяет галотан и метоксифлуран в качестве универсального газового анестетика в анестезиологии мелких животных. Популярность изофлурана обусловлена такими преимуществами, как быстрое введение в наркоз, быстрый и беспроблемный выход, управляемое изменение глубины наркоза, большая безопасность для пациента и ветеринарного персонала, минимум аритмогенных свойств, уменьшение риска кардиоваскулярной и дыхательной недостаточности. Препарат можно безопасно использовать для диагностических исследований у опасных и тяжелобольных птиц. Выход пациента из наркоза, даже при долгих хирургических операциях, занимает несколько минут.

В зависимости от дозы изофлуран может проявлять угнетающий эффект на дыхательную и сердечно-сосудистую систему. При этом удачно, что препарат имеет существенный интервал доз между подавлением респираторной системы и угнетением сердечной деятельности. Гипотензивные реакции отмечены у некоторых журавлей. Изофлуран метаболизируется только на 0,3%, в сравнении с 15% галотана и 50% метоксифлурана. Низкий уровень метаболизма изофлурана обеспечивает удаление при выдохе неизмененного газа из легких, тогда как небольшой остаток газа в легких или остатки токсических метаболитов в дальнейшем препятствуют быстрому выходу из наркоза. Коэффициент растворения изофлурана в крови равен 1,4, для сравнения у метоксифлурана – 13 и 2,4 для галотана. Так как порог насыщения крови изофлураном достаточно низок, газ практически не растворяется в крови, что обеспечивает высокую скорость индукции и реверсии наркоза. По вышеуказанным причинам, при адекватном обеспечении кислородом, анестезия изофлураном редко приводит к состоянию апное, сердечной аритмии и блокаде сердца.

### **Закись азота**

Веселящий газ успешно применен для анестезии птиц в комбинации с изофлурановой анестезией. Этот газ не обладает достаточным потенциалом для моноанестезии птиц. Однако он позволяет снизить процент изофлурана, необходимого для поддержания наркоза. Так как сердечно-сосудистая и респираторная депрессия дозозависима от концентрации изофлурана, N<sub>2</sub>O – важное дополнение к режиму анестезии. N<sub>2</sub>O характеризуется большей скоростью диффузии в закрытые газовые полости, чем азот воздуха, и может диффундировать обратно. Вот почему оксид азота противопоказан в ситуациях, когда существуют замкнутые газовые полости. Так как респираторная система птиц содержит сообщающиеся воздушные мешки, использование закиси азота не противопоказано, однако необходимо учитывать видовые особенности. Например, ныряющие птицы (бакланы, пеликаны и др.) имеют подкожные воздушные карманы, соответственно использование закиси азота может привести к подкожной эмфиземе (*Leslie C. Sinn, 1994*)

Подводя итог этого короткого обзора ингаляционных анестетиков, хочется подчеркнуть, что, на данный момент, препаратом выбора при проведении ингаляционной анестезии является изофлуран.

### **Изофлуран – идеальный анестетик для птиц, поскольку:**

- Имеет высокий терапевтический индекс.
- Быстро вводится и выводится из крови.
- Индуцирует минимальные физиологические изменения.
- Обеспечивает адекватное обезболивание для большинства процедур.
- Безопасен для пациентов в критических состояниях.
- Малотоксичен.

### **Кислород**

Поток кислорода может в достаточной степени обеспечить точность испарения, и доставку анестезирующего газа. Для большей точности испарения минимальный расход поддерживают на уровне 500 мл/мин.

*B.H. Coles* предлагает следующие режимы оксигенации: для маленьких птиц не менее 1 л/мин., для птицы размером с курицу 3 л/мин. Необходимости в увеличении скорости нет, это даже вредно, так, как чрезмерный поток кислорода приводит к повышенному расходу дорогого анестетика.

### **Манипуляции с воздушными мешками**

При выполнении хирургических операций на голове, трахее или гортани наркоз может быть осуществлён посредством интубации ключичных или абдоминальных воздушных мешков. Удобная топография обеспечивает большую скорость выполнения процедуры, которая может быть показана к применению как чрезвычайная тактика, при приступе апноэ, или когда диспноэ развивается при аспирации инородного тела. При интубации воздушных мешков животное фиксируют с вытянутыми и раздвинутыми ногами, как при операциях на половой системе. Кожу разрезают над бедренным суставом и, ос-

тановив кровотоечение, прободают стенку тела в левый абдоминальный воздушный мешок. Короткую эндотрахеальную трубку вставляют в воздушный мешок и соединяют непосредственно с тройником Айера. При работе с крупными птицами, эндотрахеальную манжетную трубку можно вставить между двумя последними рёбрами.

Исследования, проведенные на голубях и канюках, показали, что изофлуран можно безопасно вводить через воздушные мешки для поддержания хирургического уровня анестезии в течение 60 минут. У исследованных птиц отслеживали изменения температуры, пульса, давления крови и уровня  $\text{CO}_2$ . В данном исследовании периодические эпизоды апноэ наблюдались, когда через трубку в воздушном мешке продували кислород. Это связано с тем, что снижение концентрации  $\text{CO}_2$  воздуха в легких и воздушных мешках уменьшает стимуляцию дыхательного центра и индуцирует апное. В течение 60-ти минутной операции применялась проточная вентиляция при отсутствии самостоятельного дыхания. Когда на 60-ой минуте птице в дыхательную систему подали чистый кислород для удаления остатков изофлурана, уровень углекислого газа при этом упал до 19. Такая гипокапния наблюдалась еще в течение четырех минут после возвращения к спонтанному дыханию, в результате которого уровень  $\text{CO}_2$  стабилизировался (40 у голубей, 31,7 у канюков). Начиная с 50-ой минуты после индукции наркоза, у голубей обычно развивается аритмия. При этом аритмия не обусловлена гипотермией. В основном, время выхода из наркоза заняло 10-12 минут. Признаком снижения уровня  $\text{CO}_2$  во время наркоза является появление метаболического алкалоза.

### **Испарители**

Большинство имеющихся в наличии моделей анестезионных машин и испарителей подходят для работы с птицами. Необходим испаритель незамкнутого контура, гарантирующий точное дозирование изофлурана. Компактный испаритель для изофлурана настолько мал, что умещается в стандартной медицинской упаковке (10"x12"x20"), а из других обязательных принадлежностей необходима емкость с кислородом.

Давление насыщенного пара изофлурана (261 мм рт.ст.), близко к галотану (243 мм рт.ст.), поэтому можно использовать одинаковые испарители для обоих препаратов. Испаритель не может использоваться для изофлурана и галотана одновременно. Переключение и работа между этими двумя веществами приведёт к разрушению испарителя. В случае перехода от галотана к изофлурану и обратно, испаритель необходимо тщательно очищать и калибровать заново.

### **Типы дыхательных контуров**

Газовая анестезия применяется по открытому, полуоткрытому, и полужакрытому контуру. Открытый контур применяется в виде маски с адсорбирующими материалами, смоченными анестезирующей жидкостью. При введении метеооксифлурана можно использовать метод капельного конуса. Такие высоколетучие анестетики, как на галотан и изофлуран, примененные в высокой концентрации, быстро проникают во вдыхаемый воздух, что может быть причиной передозировки и смерти.

Анестезия под колпаком используется для вводной анестезии мелких млекопитающих и не применима для птиц. Эти камеры препятствуют наблюдению за пациента-

ми, создают потенциальную опасность для травмы клюва, головы, шеи или спины, к тому же большое количество газа попадает в окружающую среду при открывании колпака.

Полуоткрытый контур (системы Аероса Т-образный, Y-образный, Нормановский локтевой или Кюна) предотвращает повторное вдыхание выдохнутых газов. Благодаря наличию относительно медленного стабильного потока газа в этих системах, они идеальны для пернатых пациентов.

Полузакрытый контур использует выдыхаемые газы для дыхания. Наличие такой циркуляции делает этот контур непрактичным для птиц.

Анестезионные системы с полуоткрытым контуром рекомендованы для пациентов до семи-восьми килограммов (большинство птиц). В них минимальное "мертвое" пространство и пациент затрачивает минимум усилий для полноценного дыхания. Это особенно важно для птиц, которые и для вдыхания и для выдыхания активно используют мышцы туловища. Такие системы, как Т-образные контуры Айера или контуры Байена можно эффективно использовать для большинства птиц. Некоторое клиническое преимущество контура Байена заключается в том, что пациент вдыхает теплые газы, при этом уменьшаются потери тепла. Для пациентов больше восьми килограммов традиционно приспособливают педиатрические (медицинские) устройства, которые легко достать и легко эксплуатировать. Для очень крупных пациентов (страусы), используют стандартное анестезионное оборудование для млекопитающих.

### **Эндотрахеальные трубки**

Детские безманжетные эндотрахеальные трубки Мажелла или Коля (наименьший диаметр 2 мм) применяются для птиц средних и больших размеров. Безманжетные трубки используют потому, что трахея птиц состоит из замкнутых колец, что делает невозможным чрезмерное расширение трахеи, при введении воздуха в манжетную эндотрахеальную трубку.

Как альтернативу некоторые врачи используют самодельные трубки, изготовленные из резиновых зондов, используемых для кормления. Такие трубки значительно дешевле, чем имеющиеся в продаже, что даёт дополнительный плюс при одноразовом использовании. Во всяком случае, используются трубки, имеющие максимальный внутренний диаметр, при введении их в трахею птиц.

### **Анестезионные маски**

Распространенные анестезионные маски для собак или кошек, не являются идеальными для ингаляционного наркоза птиц. Большинство масок для маленьких животных плохо подходят для птиц, в результате происходит разбавление ингаляционных газов комнатным воздухом. Из-за таких утечек летучие газы и кислород смешиваются, что приводит к необходимости коррекции потерь. Предупреждая назокомиальные инфекции, применяют одноразовые пластиковые стаканы для питья. Для птиц массой меньше 150 гр. эффективную маску можно сделать из пластикового чехла для 12 мм одноразового шприца, закрытого резиновой мембраной, в которой сделан Т-образный разрез.

## Обслуживание оборудования

Позволим себе напомнить, что для уменьшения вероятности назокомиальных инфекций, вызываемых бактериями, грибами и вирусами, какое бы оборудование не использовали в ходе анестезии, его необходимо дезинфицировать.

## Доставка ингаляционных анестетиков

Существуют два метода индукции анестезии изофлураном. Первый метод заключается в помещении птицы в дыхательную маску и медленном повышении концентрации газа до 2,5-3%. Однако опыт работы показывает, что лучшие результаты дает быстрая индукция 5% газом, концентрацию которого снижают затем до поддерживающего уровня 1-2%. Необходимая концентрация изофлурана варьирует у разных пациентов, это зависит от конкретной анестезионной машины, и системы доставки (используемый контур). **Некоторые попугаи ара, совы и куриные птицы особенно чувствительны к газовой анестезии, и у них может развиться апноэ даже при использовании изофлурана. Для чувствительных пациентов уровень поддерживающей анестезии может быть ниже 0,25%.**

После индукции, те пациенты, которые наркотизируются более чем на десять минут должны быть интубированы, подходящей по размеру эндотрахеальной трубкой.

Подводя итог, можно сказать, что ингаляционная анестезия имеет огромное количество плюсов, а, пожалуй, самым большим её минусом является высокая стоимость препаратов и необходимого оборудования.

**На сегодняшний момент, самым доступным вариантом для большинства практикующих врачей, является анестезия с применением инъекционных препаратов. Эта анестезия имеет много недостатков, но не лишена и достоинств.**

## Инъекционная анестезия

Итак, инъекционная анестезия птиц имеет свои достоинства и недостатки. Здесь сказываются огромные различия в терапевтических дозах и возможность развития нежелательных физиологических эффектов, при этом проявляются как видовые, так и индивидуальные особенности. Многие инъекционные анестетики не обеспечивают адекватного наркоза без насыщения тканей, что может угрожать жизни пациента. Дозирование инъекционных препаратов опасно ситуацией, когда уровень анестезии окажется недостаточным для проведения процедур, или наркоз станет угрожающе глубоким. Большинство распространенных препаратов медленно выводятся из организма, и выход из наркоза продолжителен по времени. Затянувшийся выход из наркоза создаёт излишний стресс, продлевает период гипотермии и усиливает отклонение от нормального физиологического статуса. Недостатком использования парентеральных анестетиков является и то, что период выхода может быть намного длиннее, чем непосредственная продолжительность анестезии в ходе вмешательства. Кроме того, выход птицы из инъекционного наркоза, как правило, сопровождается бурными некоординированными движениями, при этом создаётся опасность самоотравливания.

Прежде чем перейти к краткому обзору инъекционных наркотиков, позволим себе напомнить, что расчет дозировок, должен всегда основываться на точной массе тела

птицы. Для взвешивания пациентов лучше всего подходят электронные весы, хотя можно пользоваться и обычными аналоговыми весами.

**Ксилазин (Ромпун® , Рометар®)** – обеспечивает хорошую миорелаксацию и хорошо выраженную анальгезию. При применении для мононаркоза может вызывать кратковременное возбуждение и судороги. Он может быть причиной брадикардии, атрио-вентрикулярной блокады сердца и диспноэ. Хотя летальная доза в десять раз больше терапевтической, препарат нельзя считать безопасным для наркоза птиц.

**Диазепам (Валиум® , Сибазон® Реланиум®)** – облегчает действие ГАМК на ЦНС, обладает полезным антиспастическим действием, хороший седатив и обеспечивает некоторую миорелаксацию. Комбинацию кетамин/дiazепам используют в тех случаях, когда необходимы мягкие условия наркоза, при этом реже наблюдаются остановки сердечной и дыхательной деятельности во время наркоза.

**Медетомидин (Домитор®)** – также как и ксилазин является стимулятором  $\alpha_2$ -адренорецепторов, но обладает большим потенциалом. При моноведении приводит к седации, мышечной релаксации, анальгезии, брадикардии и периферической вазоконстрикции, последняя приводит к повышению кровяного давления. Имеет большую терапевтическую широту. Также как и ксилазин препарат лучше всего использовать в комбинации с кетамин. Некоторые авторы считают эту комбинацию наиболее адекватной для проведения анестезии лебедей и других водоплавающих. В отличие от комбинации кетамин/ксилазин медетомидин используется в меньших дозах.

**Пропофол** – вводится в.в. обеспечивает хорошую анальгезию, дозировки сильно варьируют в зависимости от вида птицы, например сова ушастая 4 мг/кг, ворона серая 12 мг/кг. Наркоз длится 1-3 мин., далее следует быстрая реверсия. При болюсном введении вызывает кратковременное апноэ и брадикардию. Непрактичен ввиду очень малого времени действия и необходимости внутривенного введения, имеет маленькую терапевтическую широту

### Барбитураты

**Пентобарбитал** – с успехом применялся в большом количестве работ по анестезии птиц. В дозах 30-40 мг/кг в.в. применялся для анестезии голубей *Graham-Jones* (1966). *Delius* (1966) применял пентобарбитал внутримышечно чайкам в дозах 80 мг/кг. Сейчас, в некоторых странах, пентобарбитал используют для анестезии страусов, его вводят внутривенно, после седации ксилазином в.м.

**Тиопентан натрия** – *V.H. Coles* успешно применял этот препарат для анестезии лебедей, в дозах 30 мг/кг в.в.. *Sykes* (1964) применял его для анестезии цыплят в дозах 50 мг/кг в.в.

Тиобарбитураты и барбитураты не рекомендуются к применению в ветеринарной медицине птиц. Они имеют низкий уровень безопасности, характеризуются длительной реверсией, должны вводиться строго в/в для предотвращения периваскулярных повреждений и обеспечения соответствующего уровня анестезии.

**Нейролептанальгезия** – глубокая седация с анальгезией.

**Эторфин** - опиоид, в 1000 раз более активный, чем морфин. Коммерческий препарат *Immobilon* содержащий 2,45 мг/мл эторфина гидрохлорида и 10 мг/мл ацепромазина малеата, применяется для обездвиживания страусов в дозировке 0,01 мл/кг.

**Кетамин** (*Ketaset®*, *Narkomon®*, *Imalgen®*) – вызывает диссоциированную анестезию. Кетамин как липофильный препарат быстро распределяется в хорошо снабжаемые кровью органы, в том числе в мозг, а затем перераспределяется в ткани с пониженной перфузией. Препарат метаболизируется в печени, выводится печенью и почками. Кетамин -- не обеспечивает адекватной анальгезии. Это единственный внутривенный анестетик, который вызывает сердечно-сосудистую стимуляцию. Частота сердечных сокращений, артериальное давление и сердечный выброс обычно значительно увеличиваются. Этот препарат вызывает огромный разброс эффектов в зависимости от вида птицы. Так как препарат выводится почками, его применение противопоказано пациентам с почечной недостаточностью. Кроме того, кетамин значительно повышает мозговой кровоток, потребность в кислороде и внутричерепное давление. Следовательно, этот препарат, как и большинство ингаляционных анестетиков, потенциально опасен при повышении внутричерепного давления. В публикациях доза для разных видов колеблется от 5 до 75 мг/кг. Препарат обычно назначают внутримышечно, первые признаки дискоординации проявляются через 3-5 минут. Стандартная длительность анестезии составляет от 10 до 30 минут, выход из наркоза может продолжаться от 30 минут до нескольких часов, время выхода дозо-зависимо. Для кетаминовой анестезии типична дыхательная депрессия, повышение кровяного давления, гипотермия, медленный бурный выход из наркоза и длительное сохранение физиологических изменений.

Кетамин редко используется для мононаркоза, хотя в нашей практике неоднократно применялся мононаркоз врановым и журавлям. Поскольку препарат приводит к мышечным спазмам, не обеспечивает адекватной анальгезии и приводит к многочисленным отрицательным последствиям, то для уменьшения дозы и усиления эффекта рекомендуется его использовать в комбинации с ксилазином, диазепамом, или ацепромазином. Соотношение кетамин/диазепам, кетамин/ксилазин или кетамин/ацепромазин 10:1 в мг/кг. Эти комбинации обеспечивают более быстрое плавное течение наркоза, и предотвращает бурный выход, что наблюдается при использовании только кетамина.

Дозировки препаратов, назначаемых в комбинации, вычисляются исходя из дозы кетамина. Уменьшение дозы необходимо при серьезных заболеваниях, педиатрических и гериатрических состояниях и для в/в введения. В этих случаях начальная доза кетамина составляет 3 мг/кг, далее добавляют по необходимости. Внутривенное введение предпочтительнее, так как препарат может титроваться в зависимости от эффекта. И ксилазин и диазепам можно смешивать в одном шприце с кетаминном.

Выведение из наркоза при в/в введении этой комбинации анестетиков может занять 15-45 минут, по сравнению с тем, что при в/м введении, особенно при повторных введениях, выход из наркоза может занять часы (см. табл.). Выход может быть бурным. При необходимости показано введение йохимбина, как эффективного реверсирующего агента при кетамин/ксилазиновой анестезии. Для успешного прерывания кетамин/ксилазиновой анестезии у индейковых грифов успешно применяли тилазолин 15

мг/кг в/в. При респираторной депрессии у птиц во время анестезии кетамин/диазепамовой смеси возможно применение флумазенила. Использование реверсирующих препаратов делает применение кетамин/ксилазиновой анестезии более безопасным и более практичным для птиц.

### **Антагонисты**

**Атипамезол (Антиседан®)** – избирательный антагонист  $\alpha_2$ -адренорецепторов, который приводит к реверсии седативного, анальгезивного, кардиоваскулярного и респираторного эффектов от применения ксилазина и медетомидина. Препарат вводят в дозах эквивалентных агонистам. При его применении наблюдается быстрая и бурная реверсия из наркоза, при применении комбинации кетамин/ медетомидин могут потребоваться повторные введения препарата, так как медетомидин метаболизируется медленнее, чем атипамезол.

**Флумазенил** – прямой антагонист бензодиазепинов.

### **Рабочие схемы**

#### **Непродолжительная анестезия, не более 10 минут**

В ситуациях, когда требуется непродолжительное применение наркоза, для выполнения некоторых манипуляций, например, взятие крови, мазков из трахеи, рентгенографические исследования и т.д. предпочтительнее использование смеси изофлурана, 50% закиси азота и 50% кислорода. При этом необходимо точно дозировать количество изофлурана с помощью точного испарителя. В качестве препарата второго выбора можно использовать галотан.

При работе с крупными птицами можно пользоваться комбинацией местных анестетиков с седативными препаратами – низкие дозы кетамина с диазепамом, ксилазином или медетомидином.

#### **Продолжительная анестезия, более одного часа**

Анестезия индуцируется смесью кетамина с диазепамом, или с медетомидином внутримышечно, далее наркоз обеспечивается 0,5-1% изофлурана задаваемого с 50% закиси азота и 50% кислорода. Если планируется проведение ортопедических или офтальмологических операций, то для дополнительной анальгезии за 5 минут до введения инъекционных наркотиков вводят буторфанол 4 мг/кг или карпрофен 2 мг/кг в.м. Во всех ситуациях строго рекомендуется интубировать птицу.

Нами часто применяется следующая схема:

- премедикация карпрофеном (2мг/кг) или буторфанолом (4мг/кг),
- индукция смесью кетамина и диазепама (10:1),
- интубация трахеи,
- интубация каудального абдоминального воздушного мешка,
- поддержание наркоза изофлураном, вентиляция респираторной системы птицы при этом осуществляется по проточному принципу,
- Как правило, при этом развивается состояние гипоксии и, как следствие, апноэ,

- Мониторинг за состоянием пациента осуществляется посредством пульсоксиметра или аускультацией сердечного ритма.

При отсутствии испарителя для летучих анестетиков применяется инъекционная анестезия. Мы предлагаем использовать следующую схему:

- Премедикация карпрофеном 2 мг/кг или буторфанолом 4 мг/кг в.м.
- Диазепам, или медетомидин или ацепромазин, в крайнем случае, ксилазин в количестве 1:10 от рассчитанного количества кетамина в.м.
- С интервалом в 5 минут вводится кетамин в.м.
- Интубация трахеи, подкалиберной трубкой.
- Тампонирование пищевода.
- Установка в.к. или в.в. катетера.

Поток кислорода устанавливается в зависимости от вида птицы

Итак, давайте подведём промежуточный итог.

### Общие положения

1. При любом виде анестезии необходимо обеспечить птицу кислородом, желательно всегда интубировать пациента, для предотвращения аспирации пищевых масс необходимо очищать зоб и тампонировать пищевод марлевым тампоном.
2. Лучше иметь чрезмерный поток кислорода, чем недостаточный.
3. Желательно располагать птицу в латеральном или вентральном положении.
4. Необходимо следить за частотой дыхательных движений птицы, стараться не допускать снижения респираторного ритма. По возможности поддерживать анестезию на самом легком уровне.
5. Необходимо обязательно обеспечить птицу дополнительным теплом, для этого можно использовать водяные подушки с горячей водой или электронагревательные коврики, при подготовке операционного поля желательно как можно меньше применять алкогольсодержащие растворы, операционный стол, должен быть сухим. Желательно подавать тёплые газовые смеси в дыхательную систему птицы, стараться избегать гипервентиляции.
6. При работе с мелкими пациентами необходимо иметь под рукой шприц с присоединённым к нему катетером для того, чтобы отсасывать слизь из эндотрахеальной трубки.
7. Желательно избегать применения стандартных антихолинергических препаратов при проведении анестезии птиц.
8. Не рекомендуется слишком сильно фиксировать крылья, чтобы не мешать дыхательным движениям грудной клетки.
9. Если анестезионное пособие продолжается более 20 минут необходимо проводить адекватную регидратационную терапию. 0,1 мл в.м. раствора Рингера каждые 10 мин для птиц массой 30-60 гр., или 1 мл/кг/час для крупных птиц. Это особенно полезно при применении препаратов экскретирующихся через почки. При работе с препара-

тами метаболизирующимися в печени желателно добавить в раствор Рингера глюкозу. Желателно проводить инфузию внутрикостно или внутривенно.

10. Соответствующая голодная диета.

### **Мониторинг состояния пациента**

Во многих случаях стремятся к поддержанию самого низкого уровня анестезии для достижения необходимого обездвиживания. Наркоз птиц сложно оценить по внешним признакам, глубину наркоза можно характеризовать комбинацией данных сердечных сокращений, ЭКГ или ультразвука, частоты дыхания и усилия дыхания, рефлексом на щипок, пальпебральным и роговичным рефлексом и тонусом крыльев. Эти показатели сильно отличаются у разных видов. Датчик пульсоксиметра помещают на краниальную большеберцовую артерию, на медиальную метатарзальную артерию или на область пропатагиума.

Болевая чувствительность проверяется на роговице, веках, клоаке, пропатагиуме, межпальцевой области, зрачке (в реакции на свет) и на грудных мышцах.

При легкой степени анестезии пациент сохраняет пальпебральный, роговичный и педальный рефлекс, но отсутствуют произвольные движения. Идеальный уровень анестезии соответствует стадии, когда веки птицы полностью закрыты и зрачки расширены, реакция зрачка на яркий свет замедлена, а мигательная перепонка медленно двигается по поверхности глаза. Мышцы расслаблены, наблюдается отсутствие всех болевых рефлексов. Потеря роговичного рефлекса считается показателем глубокой анестезии.

Дыхание должно быть медленным и глубоким. Если пациент погружается еще глубже в наркоз, происходит потеря всех рефлексов и дыхание становится медленным и нерегулярным.

Движения крыльев часто говорят о начале пробуждения. Самым лучшим уровнем анестезии для большинства процедур является такая глубина наркоза, при которой едва исчезает тонус крыльев. При инъекционной анестезии традиционное проявление признаков наркоза может отсутствовать, что затрудняет оценку состояния пациента.

### **Мониторинг уровня анестезии осуществляется посредством контроля:**

Частоты и глубины дыхания.

- ЭКГ.
- Пульса.
- Реакции на щипок.
- Пальпебрального рефлекса.
- Температуры.
- Взмахов крыльев.
- Закрытия век.
- Зрачкового рефлекса.
- Роговичного рефлекса.

## **Температура тела**

Физиологические особенности птиц предрасполагают к развитию гипотермии в большей степени, чем у млекопитающих, и в результате происходят более быстрые изменения температуры тела при анестезии. Гипотермия, развивающаяся у всех птиц во время наркоза, особенно у мелких пациентов, способствует депрессии миокарда.

Компенсация потерь тепла в ходе хирургических операций – важный фактор успеха анестезии и благополучного возвращения к нормальному физиологическому статусу после наркоза. Кроме нарушения физиологических механизмов поддержания температуры тела, гипотермия также возникает вследствие удаления большого количества перьев для подготовки операционного поля, при постоянном продувании холодных анестезионных газов через дыхательную систему, при чрезмерном применении спиртосодержащих дезинфектантов для обработки кожи, при контакте тела с холодными теплопроводными поверхностями и при увеличении продолжительности процедур. Даже дополнительным нагреванием не всегда удается предотвратить быстрое падение температуры тела при анестезии. Снижение температуры тела на несколько градусов затрудняет выход из наркоза. Дополнительное нагревание не препятствует снижению температуры тела вызванному наркозом, но уменьшает общие теплотери.

Все пациенты, подвергаемые длительным хирургическим операциям, должны быть помещены на обогревательную подушку, где циркулирует горячая вода. Необходимо следить за тем, чтобы эти приспособления обновлялись через каждые 20 минут, по мере снижения температуры воды. Врачи должны стремиться к уменьшению применения спирта для обработки операционного поля, а вместо спирта использовать хлоргексидин или повидон йодид для уменьшения потерь тепла из-за испарения. Уменьшение потерь теплоты может быть также достигнуто применением нагревательных ламп, согреванием инъекционных растворов, особенно вводимых в/в., и теплоизоляции газовых трубок теплыми одеялами. Гипотермия у птиц наблюдается, несмотря на помещение пациента на подушку наполненную теплой водой. Температура тела (в норме: 40,5-41,5°С,) может постоянно отслеживаться в течении анестезии для правильной оценки уровня потерь тепла. У птиц, находящихся в наркозе длительный период, температура тела снижается (иногда более чем на 10°), что приводит к сердечной аритмии и удлиняет период выхода из наркоза. При дальнейшей гипотермии (значительно более 10°) пациент может совсем не выйти из наркоза. Для контроля температуры можно использовать обычный термометр, но его необходимо вводить в клоаку на 3-5 минут для получения более точной информации. Электронные термометры также необходимо вводить в клоаку и держать там 2-3 минуты. Более практично использовать тимпанический сканер, который даёт информацию в течение 5-6 секунд. Необходимо учитывать, что тимпаническая температура относительно выше, чем клоакальная.

## **Контроль за функцией сердца**

У птиц пульс может быть измерен несколькими способами. Для некоторых пациентов возможно пропальпировать сердечный толчок, настолько он интенсивен. Можно использовать периферический пульс, но у мелких птиц зачастую это трудно сделать. Возможно, применение аускультации стетоскопом, хотя у пациента на хирургическом столе грудная клетка может быть трудно доступна. Птицам размером с попугая амазона

и больше, для аускультации можно применять пищеводный стетоскоп с педиатрической насадкой. Мониторинговая система позволяет непосредственно аускультировать сердце без приближения к операционному полю. При правильной установке, пищеводный стетоскоп может также использоваться для мониторинга дыхания. Можно также использовать доплеровский датчик, но птицам его трудно устанавливать и обслуживать. Пульсоксиметры могут использоваться для измерения пульса чаще 250 bpm; эти приборы легко применять и принцип их установки не похож на доплеровский. Для карелл на хирургической стадии наркоза частота пульса составляет 450 bpm. На первой стадии наркоза у голубей и канюков, пульс, измеренный пульсоксиметром равнялся измеренному непосредственно на артерии. В чрезвычайных ситуациях пульс может быть быстро измерен помещением доплеровского датчика на глазное яблоко. ЭКГ – прекрасный способ мониторинга глубины наркоза птицы. Чем больше птица погружается в наркоз, тем меньше становятся Т-зубцы, в дальнейшем они могут совсем исчезнуть. С увеличением глубины наркоза повышается амплитуда зубца R и уменьшается S.

### **Дыхание**

Дыхание в наркозе должно быть медленным и регулярным. Быстрые резкие дыхательные движения свидетельствуют об анестезиологических проблемах. Учащение дыхания может служить признаком уменьшения глубины наркоза, или затруднения дыхания (обтурация трахеальной трубки), или подъема парциального давления  $CO_2$ . У подготовленного к операции пациента часто трудно наблюдать дыхательное усилие. Непосредственное наблюдение движений грудной клетки упрощается использованием прозрачных стерильных хирургических простыней.

При использовании галотана или метоксифлурана, апное и остановка сердца могут развиваться одновременно, без предварительных угрожающих признаков. При применении изофлурана апное обычно развивается за несколько минут до остановки сердца. Хотя некоторые виды птиц гиперчувствительны к изофлурану (попугаи ара, некоторые виды уток, пеликаны).

### **Газовый состав крови**

Косвенная оценка уровня оксигенации осуществляется с помощью оксиметра. Оксиметр показывает процент оксигенации циркулирующей крови неинвазивным способом, измеряя соотношение концентраций гемоглобина и оксигемоглобина. Датчик оксиметра может быть прикреплен к крыловой перепонке, пальцу ноги, языку или в области тибитарзальной кости. Тибитарзальная область одновременно доступна и обеспечивает хорошую возможность для считывания измерений. Идеальное насыщение крови составляет около 90%. Снижение уровня оксигенации меньше 80% говорит об угрожающей ситуации. Большинство птиц при самостоятельном дыхании поддерживает уровень насыщения крови в пределах 80-85%. Применение IPPV особенно ценно тем, что повышает уровень насыщения крови кислородом.

## Чрезвычайные ситуации при анестезии

При адекватной оценке статуса пациента, добросовестной поддержке и мониторинге, многие анестезиологические чрезвычайные состояния могут быть предупреждены.

### Остановка дыхания

Если произошла остановка дыхания, необходимо прекратить подачу анестетика в респираторную систему птиц, и увеличить скорость подачи кислорода. При необходимости применяют приёмы искусственного дыхания. Если пациент не интубирован, животное должно быть немедленно интубировано в воздушный мешок или в трахею. Врач должен иметь в виду, что при интубации воздушного мешка апное может наблюдаться до тех пор, пока парциальное давление  $O_2$  не повысится, а парциальное давление  $CO_2$  не снизится. Если остановка дыхания произошла в ответ на инъекцию анестетика, необходимо внутривенно ввести реверсирующий препарат. Капля соляной кислоты на язык может стимулировать дыхание. Необходимо внимательно следить за уровнем пульса, реанимацию необходимо продолжать до появления самостоятельного дыхания. После появления нормальных самостоятельных дыхательных движений, можно продолжить операцию. Следует помнить, что в случае повторных эпизодов апное может произойти остановка сердца.

### Остановка сердца

Остановка сердца сулит неблагоприятный прогноз. Попытки выйди из кризисной ситуации, часто остаются безуспешными. Если действительно произошла остановка сердца, для достижения успеха необходима агрессивная терапия, с применением открытого массажа сердца. Массаж сердца можно осуществлять через разрез абдоминальной стенки, каудально от грудины. Частота сжатия должна составлять 60 или более в минуту, компрессия сердца должна сопровождаться одновременной искусственной вентиляцией. Эти мероприятия следует продолжать более пяти минут. Изредка некоторые птицы могут возвращаться к жизни после остановки сердца.

***Остановка сердца у птицы во время наркоза чаще всего происходит из-за гиперкапнии, но гипоксия, побочные эффекты анестетиков, дегидратация, гипотермия и положение тела птицы во время операции являются способствующими этому факторами.***

### Кровотечение

Если в процессе операции происходит массивное кровотечение, значительные объёмы потерянной крови могут быть возмещены с помощью вливаний изотонических растворов. Если существует несколько очагов кровотечения, необходима трансфузия.

### Послеанестезионный мониторинг

Выход из наркоза должен происходить в тепле, предпочтительно в педиатрическом или птичьем инкубаторе. Послеоперационный уход следует осуществлять там, где

за пациентом можно легко наблюдать. Птица не должна подниматься на крыло до тех пор, пока не сможет уверенно сидеть на присаде.

Выход из инъекционного наркоза более продолжителен, чем при применении ингаляционных анестетиков, и, если применялся кетамин, то он потенциально опасен аутотравмой. Вывод из наркоза лучше всего осуществлять, фиксируя птицу, завернутой в полотенце, что предупреждает самотравмирование и биение крыльями. Пациента необходимо периодически пеленать, следить за состоянием глотки, где могут накапливаться слизь и рвотные массы. При сохранении депрессии дыхания, IPPV продолжают, пока у пациента не появятся самостоятельные дыхательные движения. При необходимости может быть показано применение реверсирующих препаратов. Выход даже из продолжительного наркоза с применением изофлурана требует не больше пяти минут.

### Summary

**V.E. Kozlitin, I.V. Timerin. Anesthesia for birds.** The authors observe physiological and anatomical peculiarities of the respiratory system of the birds, methods of their preanesthetic stabilization and preparation, methods of gas (-oxygen) and infusion anesthesia, and monitoring the bird condition are informed. Modern anesthetics described.

## АСПЕКТЫ ГЕМАТОЛОГИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ У ДЕКОРАТИВНЫХ И ЭКЗОТИЧЕСКИХ ПТИЦ

*С.Ю.Ирхин<sup>1</sup>, М.В.Альшинецкий<sup>1</sup>, В.Е.Козлитин<sup>2</sup>*

<sup>1</sup>Московский зоопарк, <sup>2</sup>Ветеринарная клиника «Кобра»

### Диагностическое значение клинического анализа крови

Исследования крови имеют важное диагностическое значение, так как являются важными показателями клинического состояния организма. Но, вместе с тем, оно не может служить единственным методом постановки диагноза. Исключение составляют пироплазмоз и другие кровепаразитарные заболевания.

При интерпретации результатов необходимо учитывать возраст птицы, её физиологическое состояние (линька, яйцекладка), видовые особенности, кормление, содержание и даже метод взятия крови.

Особое внимание следует уделять показателям красной и белой крови так как их изменения возникают задолго до внешнего проявления болезни. Эти изменения должны привлечь внимание клинициста и послужить своего рода сигналом надвигающейся опасности. Кроме того, по результатам анализа крови можно судить о тяжести патологического процесса.

### **1. Методы и материалы**

Кровь желательно брать утром, до кормления или через 4 часа после принятия еды, так как в противном случае возможен естественный лейкоцитоз.

При неумелом заборе крови из вены возможно образование подкожных гематом. При работе с пернатыми пациентами всегда необходимо помнить об отрицательном воздействии стресса на птиц. В отдельных случаях стресс от процедур может привести к смерти пациента. Особенно стрессам подвержены мелкие декоративные птицы (канарейки и волнистые попугайчики). Возбужденный пациент может доставить массу проблем при взятии крови. Повышение уровня эндогенных кортикостероидов может вызывать кратковременный лейкоцитоз и гетерофилию. Клинические наблюдения подтверждают, что в результате стресса происходит увеличение числа лейкоцитов в периферической крови.

Для того чтобы избежать стрессового воздействия на организм птицы, рекомендуется прибегать к анестезии, при этом наиболее безопасной является газовая анестезия с использованием смеси изофлурана и закиси азота. Преимущества этого вида анестезии заключается в большом терапевтическом индексе применяемых препаратов, анестезию можно применять даже для тяжело больных и ослабленных птиц. Индукция и выход пациента из такой анестезии, как правило, происходит без осложнений, в максимально короткие сроки.

Если у врача нет возможности проведения газовой анестезии, то в целях стабилизации пациента после стрессовых процедур, можно поместить птицу в атмосферу с повышенным содержанием кислорода (80-85%) на 15-20 минут. Для этого птицу либо помещают в специальную камеру, или при отсутствии таковой просто одевают маску.

Существует несколько методов забора крови, имеющие свои плюсы и минусы, которые мы рассмотрим ниже.

**Взятие крови из яремной вены** является оптимальным, если необходимо большое количество материала для исследования. Яремной веной удобно пользоваться у мелких птиц, таких как волнистые попугайчики, канарейки. При этом птицу довольно легко фиксировать. Но этот метод требует определенной сноровки ветеринара, поскольку при неумелых манипуляциях возможно обильное кровотечение.

**Взятие крови из подкрыльцовой вены** приемлемо для средних и крупных птиц. При этом сохраняется опасность обширных гематом, при неумелом обращении со шприцом и необходимость крепкой фиксации птицы.

**Взятие крови из тарзальной вены** оптимально для взятия крови у аистообразных и журавлеобразных птиц, таких как цапли, журавли. При этом объем набираемой крови меньше, чем в вышеперечисленных методах. К тому же требуется крепкая фиксация ноги. При этом, в плане образования гематом этот метод менее опасен.

**При взятии крови из коготков** можно взять кровь в минимальном количестве (на мазок), как у мелких, так и у крупных птиц. При этом нет необходимости в крепкой фиксации птицы.

Ветеринарный врач должен учитывать общее состояние птицы. Перед сбором крови необходимо убедиться в том, что у птицы нет анемии. Если слизистые и конъюнктивы имеют бледный вид, то гематокрит может быть определён маленьким объёмом крови из кончика когтя. Если гематокрит ниже чем 15%, то сбор крови для полного биохимического или клинического анализа может быть угрожающим для жизни пациента.

Оценка гидратационного статуса основывается на клинических признаках и на анамнезе, тургоре, времени наполнения и уровня просветления локтевой вены и артерии. Время наполнения локтевой вены больше чем на 1-2 сек. показывает, что птица обезвожена больше чем на 7%. Некоторые обезвоженные птицы (10%) имеют запавшие глаза и липкие слизистые оболочки, кожа век может натягиваться после щипка.

**Осуществление исследования может быть отсрочено при критическом состоянии пациента, но должно быть выполнено как можно скорее.**

При отсрочке анализа необходимо учитывать что:

- 1) он может обеспечить важную диагностическую и прогностическую информацию;
- 2) проводимая терапия может повлиять на результаты исследований.

Таблица 1. Соотношение массы тела птицы и объема крови для анализов

Вид	Средний вес (г)	Макс. объем крови (мл)	Проба (мл)	Необходимый объем (мл)
Канарейка	18	1,8	0,18	0,1-0,3
Волнистый попугайчик	32	3,2	0,32	0,1-0,3
Корелла	90	9,0	0,9	0,1-0,5
Жако	180	18,0	1,8	0,1-0,5
Амазон	450	45,0	4,5	0,25-0,60
Попугай Ара	1050	10,5	10,5	0,25-0,60
Утка	1500	150,0	15,0	0,25-0,60

## 2. Стабилизаторы крови

Антикоагулянты используют в тех случаях, когда анализ невозможно провести сразу после взятия крови. В качестве антикоагулянтов используют: нейтральные соли (сульфат магния и сульфат калия) или вещества, удаляющие из крови соли кальция (цитрат натрия, оксалат натрия, фтористый натрий) и органические вещества (гепарин, ЭДТА, синантрин, пептон). Чаще всего используют вещества связывающие кальций. Используемый антикоагулянт подбирается в зависимости от типа анализа.

**Гепарин** (на 5 мл крови 1 капля 1% гепарина) используется в цитологических исследованиях, при подсчете эритроцитов и лейкоцитов, определении СОЭ, гемоглобина.

Современная медицинская промышленность выпускает уже готовые вакуумные пробирки для взятия и транспортировки крови. Этот антикоагулянт не удобен для подсчета лейкоцитарной формулы, так как может сильно деформировать клетки крови и тем самым затруднять работу исследователя. Гепаринизированную кровь нельзя отправлять на биохимические исследования.

Такую кровь можно хранить не более 48 часов в холодильнике при 5-10 градусах. Далее с кровью происходят необратимые физико-химические процессы, делающие её непригодной для диагностики.

**ЭДТА** применяют в виде 10% раствора, который добавляют в пробирки по 1-2 капли на 1 мл крови. ЭДТА нельзя использовать, если необходимо определить уровень электролитов, например кальция. Данный антикоагулянт является оптимальным для проведения гематологических исследований, поскольку практически не влияет на морфологию форменных элементов.

**Цитрат (оксалат) натрия** используется в виде 5% водного раствора. Общая концентрация этих веществ не должна превышать 0,2% так как превышение 0,3% концентрации вызывает изменение структур клеток. 0,2% концентрация оксалата приводит к сморщиванию эритроцитов. Оптимальная концентрация рабочих растворов цитрата и оксалата – 20%, фтористого натрия – 10%. Причем на каждые 10 мл крови приходится 0,3-0,5 мл раствора одного из указанных антикоагулянтов. Цитратная кровь не должна использоваться для проведения биохимических исследований.

Современная промышленность выпускает вакуумные пробирки уже содержащие антикоагулянт. При отсутствии промышленных микропробирок можно использовать следующий метод подготовки пробирок для анализов: в малую пробирку из полипропилена раскапывается по 0.02 мл цитрата натрия, после чего стерилизуют текучим паром. Этот метод требует 0.18 мл цельной крови. Главное избежать испарения раствора цитрата перед использованием.

Обработанную кровь можно хранить не более 48 часов в холодильнике при 5-10°. Далее с кровью происходят необратимые физико-химические процессы, которые делают её непригодной для использования в целях диагностики.

### **Методы исследований крови птиц**

В определении числа эритроцитов и лейкоцитов используют стандартные счетные камеры (например, камера Горяева). Эритроциты и лейкоциты подсчитывают одновременно, что значительно снижает затраты времени, реактивов и, самое главное, расход крови на исследования, что очень важно при работе с малыми количествами крови.

Подсчет на автоматических счетчиках не приемлем для птиц, поскольку данные аппараты рассчитаны на кровь млекопитающих.

При микроскопии мазков крови птиц используются все стандартные методы окраски: по Романовскому-Гимзе или по Папенгейму, сочетающему в себе окраску по Май-Грюнвальду и Романовскому-Гимзе.

Гематокрит и СОЭ определяют по стандартным методикам. Для определения уровня гемоглобина методика Сали не подходит. Обычно применяют фотоколлориметрический метод.

### 3. Интерпретация гемограммы птиц

#### **Гематокрит**

Нормальные значения *гематокрита* у птиц составляют 35-55%. Снижение гематокрита соответствует анемичному состоянию птицы (см. анемия). Превышение нормативного показателя говорит о дегидратации организма.

#### **Эритроциты**

Средняя продолжительность жизни эритроцитов птиц 20-30 дней. Наряду со зрелыми формами эритроцитов присутствуют до 14% молодых форм – ретикулоцитов, с сетчатой цитоплазмой и небольшим количеством органелл.

Наряду с дыхательной, эритроциты способны частично выполнять фагоцитарные функции [1]: они могут адсорбировать бактерии, но не в состоянии переварить их.

Часто встречающиеся *полихроматофилы* (молодые эритроциты) соответствуют регенеративным процессам, протекающим в миелоидной ткани. У здоровых птиц число полихроматофилов в периферической крови колеблется в пределах 1-5%. У анемичных птиц их число увеличено, как ответная реакция на снижение числа эритроцитов, например при кровопотере. Снижение количества полихроматофильных эритроцитов до нормального говорит о нормализации кровообращения.

*Гипохромазия* (бледность цитоплазмы эритроцита) встречается при недостатке железа в кормах (алиментарная анемия) или при токсикозах. При интоксикациях могут появляться дихотомические эритроциты, при общем отсутствии анемии. В этом случае зрелые эритроциты могут содержать пикнотические ядра.

*Полицитемия* (увеличение числа эритроцитов) и превышение нормального показателя гемоглобина обычно соответствует дегидратации организма. Самостоятельная полицитемия встречается редко.

*Гемолиз эритроцитов* встречается при токсикозах и гемолитических инфекциях. В этом случае необходимо убедиться, что гемолиз произошел не под действием антикоагулянта (см. гемолитическая анемия). При гемолитической анемии слизистые птицы бледные, наблюдается лимфоцитоз.

#### **Лейкоциты**

У птиц лейкоциты несколько мельче, чем у млекопитающих. Как и у млекопитающих, лейкоциты птиц способны к самостоятельному передвижению на основе хемотаксиса.

**Базофилы** – сравнительно крупные, округлые клетки 12-14 мкм в диаметре. Ядро двухлопастное или овальное, расположено эксцентрично, просматривается плохо. Его бледный розово-фиолетовый цвет затушевывается гранулами, заполняющими цитоплазму.

Цитоплазма и гранулы окрашиваются в фиолетово-синий цвет (по Романовскому-Гимзе). Как и у млекопитающих, эти клетки выделяют гепарин, активизируют метаболизм в соединительной ткани, участвуют в иммунных реакциях.

**Эозинофилы** – имеют размер 8-10 мкм в диаметре. Форма ядра зависит от степени зрелости клетки. У взрослых птиц ядро лежит эксцентрично, чаще всего состоит из 2 сегментов, соединенных тонкой перемычкой. Оно окрашивается в бледный красно-фиолетовый цвет. Гранулы имеют различную форму и окрашиваются в ярко красный цвет. Иногда наблюдают эозинофилы с палочковидной зернистостью.

**Гетерофилы (псевдозозинофилы)** – преобладающая форма гранулоцитов, размером 4-9 мкм в диаметре. Ядро состоит из 3-5 сегментов, окрашивается в фиолетово-розовый цвет. Гранулы имеют вытянутую, веретенообразную форму, с заостренными концами (у гусеобразных в гранулах встречаются кристаллические структуры). Иногда встречаются гранулы округлой формы. Цитоплазма прозрачная.

**Лимфоциты** – их диаметр колеблется от 5 до 13 мкм в диаметре. Различают 3 формы лейкоцитов: большие, средние и малые:

*Большой лимфоцит* (юный) встречается редко. Это крупная клетка с крупным бледноокрашенным ядром (округлым или овальным), расположенным эксцентрично, как у млекопитающих, или в центре клетки.

*Средние лимфоциты* – молодые малодифференцированные клетки. Она меньше юной формы (6-9 мкм), с более узким ядром (4-8 мкм) в диаметре и узким ободком цитоплазмы. Возможно наличие псевдоподий.

*У малых лимфоцитов* размер клетки 5-8 мкм в диаметре, ядро плотное. интенсивно окрашивается в фиолетово-розовый цвет. Цитоплазма представлена узким ободком, голубого цвета, иногда с выпячиваниями в форме псевдоподий по периферии клеток. Иногда можно наблюдать азурофильные красно-фиолетовые гранулы разной величины. У птиц 60-65% лимфоцитов составляют Т- и 40-35% В- популяции. Т-лимфоциты регулируют активность В-лимфоцитов, которые продуцируют антитела.

### **Лейкограмма**

Показатели лейкограммы у птиц одного и того же вида могут колебаться. Поэтому точность диагностики зависит от определения нормативного интервала, который намного шире, чем у млекопитающих. *Нормативные показатели лейкограммы сугубо индивидуальны для каждой отдельной птицы и могут отличаться от табличных значений.* Поэтому врач должен сам собирать данные о своих пациентах. Для этого необходимо придерживаться одной методики взятия крови. Исследования необходимо проводить в одной и той же лаборатории, по одной методике.

Чаще всего число лейкоцитов превышает 10000/мкл, особенно если птица не приучена к рукам (так называемый стрессовый лейкоцитоз) или после приема пищи (пищевой лейкоцитоз).

В остальных случаях, лейкоцитозы связаны с локализованными инфекциями, травмами, токсикозами, геморрагиями и новообразованиями. В этих случаях лейкоцитозы характеризуются гетерофилией.

Гетерофилы птиц положительно реагируют на миелопероксидазу и щелочную фосфотазу, как и нейтрофилы млекопитающих. Исследование их цитохимизма и ультраструктуры показало их участие в стимуляции процессов воспаления. В процессе фагоцитоза гетерофилы птиц не продуцируют перекись водорода. Бактерицидное действие оказывают энзимы лизосом.

Лейкоцитоз и гетерофилия возникают как при инфекциях (бактерии, грибковые заболевания и эндопаразиты), так и при болезнях неинфекционной этиологии (травмы, токсикозы). Умеренный лейкоцитоз и гетерофилия могут возникать при повышении уровня глюкокортикоидов (стрессовый ответ). При стрессовом состоянии организма на раннем этапе развития ответа возможно развитие лимфопении и лейкопении. Но через 12 часов развивается лейкоцитоз и гетерофилия.

Лейкоцитоз и гетерофилия чаще всего встречаются при хламидиозе, туберкулезе и аспергиллезе.

Незрелые гетерофилы в норме составляют небольшой процент циркулирующих клеток периферической крови.

Присутствие токсических гетерофилов не характерно для периферической крови птиц. Их наличие предполагает септицемию или токсикоз приводящие.

*Лейкопения* в первую очередь указывает на истощение периферических лейкоцитов и угнетение или дегенерацию лейкопоэза. Сочетание *лейкопении* и *гетерофилии* чаще всего связано с болезнью вирусной (вирус Пачеко) или бактериальной этиологии. Это связано с неполным развитием молодых гетерофилов и истощением периферических клеток этой популяции.

Угнетение гемопоэза вызывает *гетеропению* и *лейкопению*, что выражается в обнаружении немногочисленных и молодых гетерофилов. Данная картина может говорить о дегенеративных процессах в организме птицы, но обязательным условием в этом случае является присутствие токсических гетерофилов, с последующим уменьшением числа лейкоцитов в серии лейкограмм.

*Лейкопения, сочетаемая с лимфопенией*, у некоторых птиц вызывается резким повышением уровня кортикостероидов.

*Лимфоцитоз* возникает при инфекционных заболеваниях. Повышение уровня реактивных лимфоцитов говорит об антигенной стимуляции. Одиночные реактивные лимфоциты могут попадаться и в мазках крови здоровых птиц. Однако повышение уровня взрослых лимфоцитов может указывать на *лимфоцитарную лейкомию*.

Лимфоцитоз с присутствием увеличенных клеток, а так же малых по размерам зрелых лимфоцитов предполагает *неоплазию*.

*Моноцитоз* наблюдается при заболеваниях, связанных с хемотоксическими агентами, воздействующими на моноциты. К таким заболеваниям у птиц относятся хламидиоз, микотическая и бактериальная гранулемы и массивные некротические поражения тканей. Моноцитоз встречается и при недостатке цинка в рационе.

Функции птичьего эозинофила недостаточно изучены, в отличие от эозинофилов млекопитающих.

*Эозинофилия* возникает при поражении птицы нематодами. В лабораторных условиях смоделировать это состояние введением антигенов паразитов, не удалось. Исследователи (Alan M. Fuge) полагают, что эозинофилы участвуют в аллергических реакциях замедленного типа.

В отличие от эозинофилов, функции базофилов птиц точно известны. Как и у млекопитающих, базофилы птиц продуцируют гистамин. Базофилы принимают участие в запуске воспалительной реакции в организме, хотя это не всегда отражается на картине лейкограммы в виде базофилии. Большое количество базофилов в мазке крови птицы может указывать на аллергическую реакцию организма.

**Тромбоциты** птиц – в отличие от тромбоцитов млекопитающих, овальные ядерные клетки, размером  $8,5 \times 5,5$  мкм. По функции они аналогичны кровяным пластинкам крови млекопитающих. Ядро птичьих тромбоцитов красно-фиолетовое, что делает их похожими на молодые лимфоциты. Но у тромбоцитов не выражен ободок цитоплазмы. Кроме того, лимфоциты располагаются одиночно, в отличие от тромбоцитов, образующих скопления.

#### *Изменения тромбоцитов*

Птичьи тромбоциты играют основную роль в поддержании гемостаза, подобно кровяным пластинкам млекопитающих. Но, в отличие от последних, способны к фагоцитозу, и выведению антигенов из крови.

В норме число тромбоцитов колеблется в пределах от 20 000 до 30 000 в мкл или 10-15 на 1000 эритроцитов. Это средний показатель для большинства птиц. Тромбоцитопения обычно возникает при обширном разрушении тромбоцитов, хотя возможно и угнетение тромбоцитопоэза. Тромбоцитопения наблюдается при септицемии, при этом происходит сочетание разрушения тромбоцитов и нарушение их репродукции. Тромбоцитоз возникает как ответная реакция организма при геморрагиях и других процессах, связанных с массовым разрушением тромбоцитов. При этом возможно присутствие незрелых тромбоцитов.

### **Интерпретация результатов гематологических исследований у птиц**

#### **Патологические изменения лейкоцитов**

##### **Количественная и качественная оценка лимфоцитов**

Абсолютное и относительное число лейкоцитов – это два основных показателя гематологического анализа, на которые ветеринарный врач должен обратить внимание в первую очередь. Именно они дают возможность в полной мере оценить состояние пациента. При этом оба показателя абсолютно не зависят друг от друга.

**Абсолютный уровень лейкоцитов** дает наглядную информацию о количестве лейкоцитов в определенном объеме крови.

**Относительный уровень лейкоцитов** позволяет оценить качественный состав лейкоцитов и их процентное соотношение. Относительное соотношение лейкоцитов в мазке крови дает более полную информацию так как, общее число лейкоцитов крови у птиц одного и того же вида может иметь существенные отличия. Относительный уровень лейкоцитов вычисляется по стандартной методике.

Имеются следующие сведения по изменению этого показателя:

- Базофилия и моноцитоз чаще всего встречаются на начальной стадии развития хламидиоза у волнистых попугайчиков (при этом общий уровень лейкоцитов находится в норме).
- Эозинофилия при нормальном числе лейкоцитов в норме встречается у аракетинг. Более детальные сведения по изменению процентного соотношения лейкоцитов приведено ниже.

### Изменение общего числа лейкоцитов

Этот показатель определяется визуальным вычислением в камере Горяева, при подсчете эритроцитов. Как правило это не вызывает затруднений так как лейкоциты существенно отличаются от эритроцитов и тромбоцитов по морфологии и размеру.

Увеличение общего числа лейкоцитов – **лейкоцитоз** – может возникать по целому ряду причин:

- **После принятия пищи.** Кровь желательно брать утром, до кормления или через 4 часа после принятия еды, так как в противном случае возможен естественный лейкоцитоз.
- **Стрессовое воздействие.**
- **Инфекционные заболевания.**
- **Лейкемия.**

### Изменение относительного числа лейкоцитов

**Гетерофилия** – основная причина лейкоцитоза. Увеличение доли гетерофилов возникает главным образом при воспалительных процессах, стрессе, кортикостероидной терапии. По фагоцитарной активности гетерофилы являются полным аналогом нейтрофилов млекопитающих. По цитохимическим свойствам, гетерофилы птиц отличаются от нейтрофилов млекопитающих положительной реактивностью на пероксидазу и кислую фосфотазу. Это подтверждается содержанием энзимов в лизосомах гетерофильных клеток и их электронной микроскопией.

**Гетерофилия, обусловленная стрессом**, возникает из-за секреции гормонов надпочечников, в основном адреналина и норадреналина. Экспериментальное введение кортикостерона вызывало гетерофилию в первый же день после введения препарата в организм. Инъекция кортикотропина вызывала эффект через 4 часа после введения.

Возбужденный пациент может доставить массу проблем при взятии крови. Повышение уровня эндогенных кортикостероидов может вызывать кратковременный лейкоцитоз и гетерофилию. Непродолжительное адренортикальное воздействие длительное время влияет на организм. Клинические наблюдения подтверждают, что увеличение числа лейкоцитов при подсчете – это результат стресса, перенесенного при взятии крови.

Поэтому для получения достоверных результатов желательно применять ингаляционную анестезию.

Наиболее достоверный и надежный показатель – это **коэффициент отношения** гетерофилов к лимфоцитам.

Холодовой стресс характеризуется повышением коэффициента после начала воздействия, но отношение может изменяться после нескольких часов. Голодание проявляется как процентное повышение числа гетерофилов. Сильный, угрожающий жизни стресс может вызывать кратковременную гетеропению, в течении пяти часов переходящую в гетерофилию.

Стрессовый ответ у птиц может вводить в заблуждение клинициста, считающего, что изменение отношения гетерофилов к лейкоцитам указывает на заболевание. Активная стадия заболевания, может являться продолжением стресса. При постановке диагноза необходимо тщательно изучить анамнез: возможно, пациент вначале подвергался неблагоприятным воздействиям или недавней кортикостероидной терапии. Для молодых попугаев в норме характерна гетерофилия.

### Воспалительные реакции

Гетерофилы выполняют те же функции что и нейтрофилы млекопитающих. Эти клетки первыми прибывают в очаг воспаления. Хронические инфекционные поражения органов начинаются с накопления гетерофилов и развития моноцитозной инфильтрации. Гетерофилы фагоцитируют бактериальные клетки и разрушают клетки простейших. Гетерофилы мигрируют в место воспаления, истощаются и погибают. В костном мозге увеличивается продукция гетерофилов, в крови повышается уровень незрелых форм клеток. Как и у млекопитающих, изменяется морфология ядра гетерофилов в сторону увеличения палочкоядерных форм. Палочкоядерные гетерофилы отличаются постоянной формой ядра. Эти формы нехарактерны для гемограммы здоровой птицы, и могут встречаться при бактериальной септицемии, остром течении хламидиоза, туберкулеза и микозах. Птичьи мезомиелоциты характеризуются эксцентричным расположением ядра, и представляют собой юные формы гетерофилов, предшественников палочкоядерных форм. При развитии жизнеопасных инфекций в крови появляются юные формы гетерофилов. Незрелые гетерофилы на фоне прогрессирующей гетерофилии – обычны на ранних стадиях инфекционных заболеваний. Подобно млекопитающим, *регенеративный сдвиг влево* характеризуется преобладанием взрослых форм, а *дегенеративный* – преобладанием незрелых форм гетерофилов. Дегенеративный сдвиг связан с низким темпом выздоровления, так как гетерофилы расходуются быстрее, чем обновляется их популяция.

### Гетеропения

Снижение общего числа гетерофилов не характерно для птиц. Поэтому клиницист должен быть хорошо осведомлен в этом вопросе, особенно если показатель отношения гетерофилы/лейкоциты снижен. В норме допустимое снижение наблюдается у волнистых попугайчиков, аратинг, неразлучников и амазонов.

Псевдогетеропения может возникать из-за большого количества поврежденных клеток в мазке крови. Эти повреждения возникают при приготовлении мазка. Возникающее в результате снижение отношения гетерофилов и лейкоцитов может ввести клинициста в заблуждение.

При подсчете этого отношения на автоматических счетчиках могут возникать ошибки технического характера. Поэтому врач должен быть предельно аккуратен в постановке диагноза.

Истинная гетеропения в норме не характерна для здоровой птицы, но может встречаться на фоне общей лейкопении. Например, при грам-негативной септицемии, наблюдается дегенеративный сдвиг популяции гетерофилов влево, сопровождаемый гетеропенией.

Цирковирусная инфекция у жако, сопровождаемая летальной виремией, дает эффект гетеропении.

Таким образом, при наличии гетеропении у клинически здоровых птиц, клиницист должен проверить образец на наличие артефактов и проверить компетентность лаборанта.

### **Токсические гетерофилы.**

Морфология токсических гетерофилов у птиц различна. Такие клетки, как и у млекопитающих, появляются обычно при попадании в организм токсинов различного происхождения. Чаще всего подобное изменение наблюдается при поражении бактериальными токсинами (например, энтеротоксемии, туберкулезе, хламидиозе, аспергиллезе и вирусных заболеваниях).

Основные признаки, на которые следует обратить внимание, это степень морфологического изменения и процент токсических клеток.

Токсические изменения выглядят как базофильные включения в цитоплазме клеток, гиперсегментация ядра, наличие вакуолей и базофилия цитоплазмы. Изменение структуры гранул и гиперсегментированное ядро – это основные признаки, так как вакуоли и базофильная цитоплазма могут быть технологическими артефактами.

Достоверность определяется морфологией и числом лимфоцитов в мазке. Токсичность не сопровождается структурными изменениями у эозинофилов и базофилов.

### **Дегрануляция лейкоцитов**

Дегрануляция лейкоцитов встречается крайне редко. В основном подобные изменения встречаются в мазках как артефакты. Основная причина – десоляция клетки при фиксации мазка в метаноле, при этом повышается осмотическое давление, и гранулы разрываются.

### **Эозинофилия**

Эозинофилия птиц встречается крайне редко. Чаще всего картина, характерная для эозинофилии, является ошибочной из-за технологических артефактов. Не исключена и ошибка лаборанта, так как эозинофилы и гетерофилы очень похожи.

Поэтому необходимо тщательно определять морфологию клетки.

Эозинофилы имеют четко оформленное ядро. Форма и окраска гранул зависят от вида птиц. Различные таксоны птиц имеют различные морфологические типы эозинофилов. Даже среди попугаеобразных морфология эозинофилов различна. Это достоверно установлено с помощью электронной микроскопии.

Поэтому различают следующие группы птиц по типу эозинофилов:

1. Водоплавающие птицы (гусеобразные): утки, гуси, лебеди.
  2. Другие птицы разных таксонов: пингвины, куры, индейки, голуби, попугаи.
- Число гранул различно, даже в одной группе.

Таблица 2. Причины изменения числа эозинофилов птиц

Увеличение	Уменьшение	Отсутствие эффекта
Кокцидиоз	Стресс (увеличение уровня кортикостероидов)	Острая воспалительная реакция
Гельминтоз		Анафилаксия
		Введение гистамина
Кровепаразиты (не всегда)		Туберкулез
		Стафилококкоз
Повреждение тканей (через 48 часов)		

### Базофилия

Базофилы внешне очень похожи на гистиоциты. Предположительно, что базофилы мигрируют в ткани и переходят в тканевые базофилы. Эти два типа клеток отличаются цитохимическими свойствами, ультраструктурой и функцией. Уровень циркулирующих базофилов иногда превышает таковой у млекопитающих. Четких результатов о количестве этих клеток у птиц нет.

У домашней птицы, предположительно, отмечается 2% базофилов при любом уровне эозинофилов. При световой микроскопии базофилы обладают различной морфологией, зависящей от вида птицы, но основные отличия от других гранулоцитов видны сразу. Существует два цитохимических типа гранул – большие (базофильные) и маленькие (плотные). Эти гранулы очень разнообразны и легко повреждаются водными растворами красок, и спиртами, например метанолом. Дегранулированные базофилы не характерны для здоровых птиц. Основная причина данного явления – производственный артефакт.

Большинство гранул содержат медиаторы воспаления: гистамин, гепарин, пастагландины и ингибиторы анафилактической реакции и окрашивается, в основном, в черно-синий цвет по Романовскому – Гимзе.

### Базофилия и воспаление

Исследования (*Alan M. Fudge*) показали, что при локальном воспалении в очаге повышается содержание базофилов, мигрирующих из кровяного русла. Миграция усиливается под воздействием лимфокинов, выделяемых лимфоцитами. Здесь важно отметить двойную роль базофилов: это фагоцитоз и выделение медиаторов воспаления. Поэтому бактериальные эндотоксины способны вызывать базофилию.

Иммунные реакции замедленного типа приводят к повышению числа базофилов. Иногда базофилия в норме наблюдается у попугаеобразных, в особенности у аратинг.

Стресс практически не влияет на количество базофилов.

## **Моноцитоз**

Среднее число моноцитов в крови птиц составляет 2-3% от общего числа лейкоцитов. Хотя четких данных, о численности этих клеток в мазках крови клинически здоровых птиц, нет. Возможно, это связано со сложностью дифференциации моноцитов от больших лимфоцитов. Поэтому особенно важно уделять внимание морфологии клеток и придерживаться единой методики определения.

Исследовательские методы позволяют отличать моноциты от лимфоцитов с большой точностью. Но они не применимы в практике, в связи с применением дорогих и токсичных реактивов. Исследование крови птиц, с помощью лазерной цитометрии, дает моноцитозное число, сравнимое с вычислениями при световой микроскопии, чего не наблюдается при исследовании крови человека. Возможно, это отклонение объясняется частичной миграцией моноцитов на периферию мазка.

Стресс мало влияет на уровень моноцитов в крови. Основная причина увеличения числа моноцитов – воспалительные процессы. Это связано с усиленной миграцией моноцитов из кровяного русла в очаг воспаления, где они трансформируются в тканевые макрофаги.

Чаще всего моноцитоз наблюдается при заболеваниях аспергиллезом, туберкулезом, хламидиозом. Иногда это изменение встречается при применении доксициклина у какаду, волнистых попугаев, аратинг и амазонов.

### **Причины моноцитоза:**

***Аспергиллез***

***Фунгальная гранулема***

***Туберкулез***

***Бактериальная гранулема***

***Хламидиоз***

***Хронический бактериальный дерматит***

***Сальмонеллезный гранулематоз.***

## **Эозинофилия**

Эозинофилия наблюдается, в основном при паразитарных заболеваниях птиц. При этом нет четкой взаимосвязи между гельминтозами и эозинофилией, в отличие от млекопитающих.

## **Лимфоцитоз**

У птиц лимфоцитоз определяется по нескольким параметрам: по размерам лимфоцитов, форме и окраске клеток.

На практике, полученное число лимфоцитов может существенно отличаться от табличного. Существует несколько причин:

1. физиологическое состояние птицы;
2. малые лимфоциты легко спутать с тромбоцитами и наоборот;
3. большие лимфоциты иногда путают с моноцитами;

Лимфоцитоз возникает при стимуляции организма антигенами различной природы. У декоративных птиц относительный и абсолютный лимфоцитоз возникает в основ-

ном при вирусных инфекциях, как, например, герпесвирус, болезнь Пачеко, или цирковирус попугаев.

Подобное отклонение встречается и у попугаев пораженных инфекцией бактериальной или грибковой этиологии (хламидиоз, аспергиллез). Уточнить истинную природу стимулирующего антигена трудно. Например, паталогистологические признаки поражения полиомавирусом, опровергаются, при имунофлуорисцентном исследовании ткани на хламидиоз. Реактивные лимфоциты наблюдаются у больных птиц в терминальной стадии заболевания, но иногда могут попадаться и у клинически здоровых птиц.

Такое разнообразие реактивных изменений у декоративных птиц не имеет четкой связи с симптоматикой заболеваний, и не несет в себе достаточно информации.

Случаи неинфекционной стимуляции у декоративных птиц не известны.

### **Реактивные лимфоциты**

Реактивные лимфоциты в небольшом количестве встречаются и у клинически здоровых птиц. Повышенный уровень данных клеток встречается при антигенной стимуляции организма (например, инфекционные заболевания вирусной и бактериальной этиологии).

Типичный реактивный лимфоцит отличается по включениям, базофильной цитоплазме, изменениям в морфологии ядра. Это крупные овальные клетки. Возможно наличие псевдоподий.

Данные изменения встречаются на начальных стадиях заболеваний, в том числе при поражении вирусами герпеса и полиовирусами. При хроническом течении воспалительного процесса возможно просветление цитоплазмы.

### **Лимфопения**

У декоративных птиц лимфопения развивается в начальных стадиях воздействия стресса. Это отклонение часто связано с факторами, вызывающими гетерофилию. Кроме того, лимфопения встречается при повреждении фабрициевой сумки.

### **Лейкемия**

Лейкемия у декоративных птиц встречается редко и, как правило, носит слабо выраженный характер. Основная причина лейкемии декоративных птиц – неоплазия красного костного мозга.

В большей степени данному заболеванию подвержены аратинги, волнистые попугайчики и амазоны. Для попугаев ара характерна гранулоцитарная лейкемия.

Первыми признаками лейкемии являются анемия (постоянный признак лейкемии) и повышение уровня лимфобластов в мазках периферической крови.

Но, несмотря на это, поставить диагноз лейкемия крайне сложно, так как подобные изменения могут возникать при инфекционных заболеваниях: так повышение уровня лейкоцитов до 10 000/мкл может возникать у попугаев ара как при лейкемии, так и при хламидиозе.

## **Патологические изменения эритроцитов**

### **Полихромазия**

Полихромные клетки в малых количествах могут присутствовать у здоровых птиц (1-5% от общего числа эритроцитов).

Основной метод определения – это визуальный подсчет полихроматофилов и их процентное отношение к зрелым эритроцитам.

Этот процент увеличивается при активном гемопоэзе, то есть при регенеративной анемии, которая может быть следствием большой кровопотери и, наоборот, снижается, при не регенеративной анемии. В обоих случаях снижается уровень гемоглобина в крови, но для не регенеративной анемии характерно снижение гематокритного числа и резкое снижение количества эритроцитов.

Большое число полихроматофилов говорит о благополучном течении болезни. Низкий уровень требует сопоставления с другими показателями гематологических исследований данного пациента.

### **Анемия птиц**

По данным зарубежных авторов (*Alan M. Fudge*), более 12% поступающих образцов крови показывают анемию. Следует напомнить, что анемия – это симптомокомплекс, а не болезнь.

Клинически анемия проявляется бледностью слизистых, в норме слизистые имеют розово-красный цвет, но у некоторых видов птиц слизистые могут быть пигментированы. В лабораторных условиях анемия подтверждается или опровергается после анализа количества эритроцитов, уровня гематокрита и гемоглобина.

Эти показатели у диких птиц имеют сезонную зависимость, например голуби и антарктические пингвины (*Ridle & Braucher*). Но у декоративных птиц, живущих в условиях неволи, подобной зависимости не наблюдается, что, по-видимому, связано с частичным нарушением биологических ритмов.

Кроме того, у птенцов в возрасте до года, в норме наблюдается снижение перечисленных показателей (*Alan M. Fudge*). Подобные изменения необходимо учитывать при работе с молодыми птицами.

## **Классификация анемии птиц**

Основными морфологическими изменениями, указывающими на анемию, являются анизоцитоз и полихромазия, определяемые стандартными методами. Именно эти методы позволяют судить о типе и степени развития анемии. Выделяют следующие типы анемии

Четкой и единой классификации анемий у птиц, как и у млекопитающих, не разработано. Причиной тому – множество патологий, вызывающих данный симптом.

Используются различные схемы клинической классификации анемий. В основе ниже перечисленных схем – патологические изменения состояния эритроцитов.

Морфологические изменения, как и у млекопитающих, включают полихромазию и анизоцитоз. Количественные изменения – это изменение числа эритроцитов, их средний объем (МСV) и средняя концентрация гемоглобина в клетке (МСНС).

Лабораторные измерения и вычисления эритроцитарных индексов обеспечивают более точные методы классификации и клинической интерпретации. (Табл. 3).

### I. Классификация анемий птиц, основанная на эритроцитарных показателях.

Таблица 3. Классификация анемий птиц, основанная на: средней концентрации гемоглобина и среднему объему эритроцитов

<b>Классификация анемии птиц по уровню гемоглобина и объему эритроцитов</b>			
	<b>Гипохромные микроциты</b>	<b>Гиперхромные макроциты</b>	<b>Нормохромные нормоциты</b>
<b>Средняя концентрация гемоглобина в эритроцитах, (МСНС)</b>	Понижена	Понижена	В норме
<b>Средний объем эритроцитов, (МСV)</b>	Понижен	Повышен	В норме
<b>Возможные причины</b>	Недостаток железа в рационе. Хронические геморрагии. Кровососущие паразиты.	Кровопотеря. Токсикоз. Гемолитическая анемия.	Хроническая инфекция. Воспаление. Желточный перитонит. Аспергиллез. Хламидиоз. Туберкулез. Гематопозитическая неоплазия. Мезенхимальная неоплазия. Вирусные заболевания. Голодание. Применение циклофорамин, кортикостероидов.

**1. Гипохромно-микроцитарная** анемия характеризуется уменьшением средней концентрации корпускулярного гемоглобина (МСНС), уменьшением среднего клеточного объема (МСV), увеличением полихромазии и увеличением анизоцитоза по сравнению с нормой.

Возможные причины:

- Пищевой дефицит железа.
- Хроническая кровопотеря.
- Кровососущие паразиты.

**2. Гипохромно-макроцитарная** анемия характеризуется уменьшением средней клеточной концентрации гемоглобина (МСНС), увеличением среднего клеточного объема эритроцитов (MCV), увеличением полихромазии. Анизоцитоз в этом случае может отсутствовать.

Возможные причины:

- Острая кровопотеря.
- Токсикозы.
- Ответ на гемолитическую анемию.
- Синдром хронического кровотечения у аратинг.

**3. Нормохромно-нормоцитарная** анемия характеризуется отсутствием ярких патологических отклонений. Средняя клеточная концентрация гемоглобина (МСНС) в пределах нормы, увеличение среднего клеточного объема эритроцитов (MCV) отсутствует. Возможно незначительное повышение полихромазии и анизоцитоза. Данный тип анемии характерен для хронических заболеваний как инфекционной, так и неинфекционной этиологии.

Возможные причины:

- Аспергиллез.
- Хроническая бактериальная инфекция (туберкулез, хламидиоз).
- Воспаление.
- Желточный перитонит.
- Гематопозитическая неоплазия.
- Мезенхимальная неоплазия.
- Вирусная инфекция.
- Голодание.
- Применение циклофосфамида и кортикостероидов.

При **гипохромно-микроцитарной** анемии уменьшается средняя концентрация гемоглобина (МСНС) и средноклеточный объем (MCV). Как и у млекопитающих, одной из причин подобного изменения эритроцитов является недостаток в организме железа. Недостаточность может быть обусловлена двумя причинами: алиментарная недостаточность железа и кровопотеря.

Алиментарная недостаточность железа была экспериментально воспроизведена зарубежными исследователями на цыплятах. У декоративных птиц недостаточность железа в рационе – редкость, так как выпускаемые различными производителями корма для пернатых любимцев в избытке содержат данный элемент.

В другом исследовании поводилась флеботомия, сопровождавшаяся первоначально макроцитозом и гипохромией. Поскольку количество и объем эритроцитов уменьшились, то уменьшилась и концентрация сывороточного железа. Эта потеря желе-

за, из-за хронического кровоизлияния, вызвала, уменьшение объема эритроцитов. Подобное изменение наблюдается у домашних пернатых питомцев, при хронической кровопотере. Повреждения могут быть как внешнего, так и внутреннего происхождения. Чаще всего этот тип анемии встречается при паразитарных заболеваниях, дерматитах, при саморасклевывании.

**Гипохромно-макроцитарная** анемия нехарактерна для декоративных птиц. Макроцитоз развивается в ответ на острую потерю крови или может наблюдаться на ранних стадиях отравления свинцом (*Alan M. Fudge*). В последнем случае эритроцит заметно раздувается и характеризуется гипохромными областями в цитоплазме.

**Нормохромно-нормоцитарная** анемия может первоначально наблюдаться в некоторых случаях не регенеративной анемии. Этот тип анемии является наиболее распространенным у декоративных птиц и встречается чаще всего при хронических заболеваниях, таких как хламидиоз, аспергиллез, вирусные заболевания. В этом случае репродукция эритроцитов красным костным мозгом не поспевает за их распадом. Кроме того, анемия встречается при желточном перитоните и голодании. При неоплазии гематопоэтической и мезенхимальной ткани так же возможны подобные изменения, что затрудняет диагностику. Такие изменения известны у сельскохозяйственных птиц, например, при лимфоидном лейкозе (миелобластозе) (*Alan M. Fudge*). У декоративных птиц подобные заболевания изучены очень плохо, что связано с нехваткой доказательств этиологии агентов, нехваткой информации о патологии и действием вторичных агентов.

Циклофосфамид и кортикостероиды снижают эритроцитарное число, что связано с подавлением активности гемопродукции.

## **II. Классификация анемии птиц, основанная на способности красного костного мозга к геморепродукции.**

По этой классификации различают два типа анемии: регенеративная и не регенеративная.

### **Регенеративная анемия**

Регенеративная анемия может быть обусловлена двумя основными факторами:

- 1) улучшением после не регенеративной анемии, возникающей при хронических инфекционных заболеваниях;
- 2) как ответ костного мозга на разрушение эритроцитов или потерю крови.

Клинический мониторинг состояния эритроцитов включает в себя световую микроскопию, дающую информацию об изменении морфологии эритроцитов. Как и в случае не регенеративной анемии, происходит изменение размеров эритроцитов. Здесь надо заметить, что и у клинически здоровых птиц может наблюдаться вариация размеров клеток. Для подсчета процентного распределения размеров эритроцитов, применяют автоанализаторы, выдающие графический отчет о популяции эритроцитов. Этот метод значительно повышает точность диагностики, но, к сожалению, в России подобные аппараты – большая редкость.

Основной показатель (RDW%) – процентное распределение размера эритроцитов – повышается при увеличении отклонений среднего объема эритроцитов (MCV) и размеров от нормы (*Alan M. Fudge*).

### Не регенеративная анемия

Не регенеративная анемия характеризуется снижением RDW%. Увеличение среднего клеточного объема эритроцитов (MCV) и полихромазия отсутствуют, что и дает снижение процентного распределения эритроцитов.

Данный тип анемии встречается при хронических заболеваниях инфекционной этиологии, например при туберкулезе, хламидиозе, аспергиллезе. При этом типе анемии репродукция эритроцитов красным костным мозгом не может восполнить их разрушение.

### Этиологические факторы анемии

#### Анемия, вызванная отравлением тяжелыми металлами

**Отравление свинцом** дает характерную картину: увеличение полихромазии, наличие макроцитарно-гипохромной анемии. Отмечается увеличение RDW%, что связано с полихромазией. Возможна вакуолизация эритроцитов. Хроматин зернист. При правильном лечении, через некоторое время развивается регенеративная анемия.

**Отравление цинком** диагностировать крайне сложно. Повышение уровня цинка в плазме зачастую связано с патологическими процессами, которые клинически могут и не наблюдаться. Гемолитическое действие цинка у птиц не установлено. Морфологические изменения при отравлении этим металлом могут и отсутствовать.

#### **Геморрагический синдром аратинг**

Впервые данную патологию обнаружил *Rosskopf* у аратинг (*Aratinga sp.*). Клиника данного заболевания следующая: острая кровопотеря, геморрагии, коллапс. При легочных кровотечениях присутствует кровавый кашель. Заболевание встречается редко и имеет неясную этиологию. Предполагается, что причиной являются коагулопатия и гипокальцемиа. Существуют версии, о неопластической природе синдрома (*California Avian Laboratory*).

При гематологических исследованиях обнаруживается регенеративная макроцитарно-гипохромная анемия. Эритроциты имеют округлую форму, как и при отравлении свинцом.

Зарубежные авторы (*Alan M. Fudge* и др.) отмечают несколько случаев улучшения состояния больных, при надлежащем уходе и поддерживающей терапии.

### **Паразиты крови птиц**

Паразитарные заболевания крови чаще всего наблюдаются в мазках крови птиц, живущих в природе, или у птиц, нелегально поставляемых на зоорынки, соответственно не проходящие санитарный контроль.

**Гемопротей** (*Haemoproteus*) чаще всего встречается у следующих декоративных экзотических птиц: белого какаду, зеленокрылого ара (*Ara chloroptera*), и аратинги. Диагноз *Haemoproteus* ставится при обнаружении характерных *гаметоцитов* в мазке крови птиц, так как только эта стадия их жизненного цикла проходит в крови. Шизогония проходит в тканях (селезенка, печень, легкие). Зрелый гаметоцит выглядит как желто-коричневые гранулы. Типичный взрослый гаметоцит поражает более 50% цитоплазмы эритроцита, располагаясь вокруг ядра хозяйской клетки и, образуя характерную форму

(иногда происходит смещение ядра эритроцита). Столь же редки одиночные гаметоциты расположенные в клетке.

**Макрогаметоциты**, при окраске по Романовскому-Гимзе, имеют вид голубых пятен содержащих гранулы.

Молодые *микрогометоциты* видны как бледно-голубые или розовые гранулы, образующие особые агрегаты.

Кровь, содержащую гемопротей, можно хранить при комнатной температуре не более 5 часов, так как паразиты могут перейти из эритроцита в межклеточное пространство.

При отсутствии соответствующего опыта за кровепаразитов можно принять артефакты.

Промежуточным хозяином *Hemoproteus* являются кровососущие насекомые (*Hipoboscid flies*).

**Лейкоцитозон** (*Leycocitozoon*) легко определяется в мазке крови птиц по обширным изменениям клеток крови (особенно по незрелым эритроцитам). В большинстве случаев гаметоцит кругло-продолговатой формы. Паразитические клетки имеют бледно-розовое ядро, и заостренную с концов форму.

Ядро макрогаметоцита окрашивается в темно-голубой цвет, видны частично окрашенные клеточные вакуоли.

Микрогаметоцит диффузно окрашивается в светло-голубой цвет с бледно-красным ядром.

**Плазмодиум** (*Plasmodium*) встречается в основном у белых какаду и попугаев ара, взятых из природы. Прогноз осторожный.

Внутрипаразитарный гаметоцит плазмодия часто путают с похожим на него гемопротеем из-за содержащихся в паразитарной клетке окрашенных гранул.

Гаметоциты обнаруживаются при световой микроскопии мазков крови в эритроцитах со смещенным ядром.

Существует 2 характерные черты, присущие только плазмодию на стадии шизогонии:

1. Шизон содержит круглые цитоплазматические включения, содержащие темно-окрашенные мерозоиды.
2. Число продуцируемых мерозоидов зависит от специфики плазмодия.

Как и у гемопротея, макрогаметоцит плазмодия окрашивается темнее, чем микрогаметоцит. Клетки гемопротея и плазмодия могут иметь кольцеобразные структуры (трофозоиды), распределенные в цитоплазме пораженных эритроцитов.

В редких случаях могут присутствовать только эти формы паразитов, что затрудняет их определение. В подобных случаях исследования следует повторить через неделю. Только так можно определить - чем поражена птица: плазмодием или гемопротеем.

Промежуточным хозяином плазмодия являются комары и москиты.

Переносчиками инфекции могут стать утки, голуби, сельскохозяйственные птицы. При активной инфекции развивается анемия. Внутри гаметоциты обнаруживаются при световой микроскопии мазков крови в эритроцитах со смещенным ядром.

**Агиптинелла** (*Aegyptinella*) встречается у некоторых видов попугаев. Агиптианелла (*Aegyptianella*) может встречаться в 3 формах:

1. молодая (анаплазмоподобная) форма в виде круглых базофильных включений, размером меньше 1 мкм в диаметре.
2. промежуточная форма, с размером клетки 1-2 мкм в диаметре.
3. взрослые формы, с продолговатой формой и размером клетки от 2 до 4 мкм в длину.

Агиптинелла считается патогенной у некоторых птиц, например, воробьинообразных и, к сожалению, видна только в электронный микроскоп.

**Трипаносома** (*Trypanosomes*) у декоративных птиц встречается крайне редко. В основном её можно наблюдать в мазках крови, взятых у диких птиц. Этот паразит дает слабые клинические проявления.

**Атоксоплазма** (*Atoxoplasma*) определяются в крови птиц на стадии спорозоидов, обнаруживаемых в цитоплазме одноядерных лейкоцитов, особенно лимфоцитов.

*Спорозоид* ее имеет вид бледно-окрашенных кольцевидно-овальных внутрицитоплазматических включений, смещающих ядро хозяйской клетки. Этот паразит может встречаться как в мазках крови, так и в отпечатках органов (легкие, печень, селезенка).

### Тельца Гейнца

Тельца Гейнца – это нерегулярные образования в эритроцитах. Их образование связано с употреблением лекарственных средств, приводящих к окислительной денатурации гемоглобина. Исследования с использованием электронного микроскопа подтверждает происхождение телец Гейнца (*Alan M. Fudge*). Эти образования легко спутать с клеточными паразитами или с преципитатом красителя при окраске метиленовым синим.

Таблица 4. Нормативные показатели эритроцитарных индексов птиц (*Ritchie, Harrison and Harrison*).

	Эритроциты млн/ $\mu$ l	Гематокрит %	Гемоглобин (г/дл)	Средний объем эритроцита (фл)	Средняя концентра- ция гемо- глобина в эритроците (г/дл)
Казуар	2,1-2,3	47,1-53,8	14,0-15,0	245	27-30
Мускусная утка	2,6-3,0	36,05-44,45	12,65-14,24	145	43,6-49,6
Тукан	2,5-4,5	45-46	—	—	—
Корелла	2,54	—	11,6	158,0	27,0
Дальневосточный аист	2,29-2,42	—	18,0-21,5	—	—
Индийский журавль	1,3-2,3	50,1	11,2-13,6	—	—
Жако	3,12-3,21	—	11,0-13,9	—	—
Сине-желтый ара	2,00-3,4	—	9,2-14,3	149	25,5-34,6

### Summary

*S.Yu. Irkhin, M.V. Alshinetski, V.E. Kozlitin. Some aspects of hematological investigation of decorative and exotic birds.* Blood tests are important to diagnose clinical conditions of birds. Blood tests and interpretation of the results are informed.

## ПРИМЕНЕНИЕ ФИТОТЕРАПЕВТИЧЕСКИХ СРЕДСТВ В КОРМОВЫХ РАЦИОНАХ ЖИВОТНЫХ ЗООПАРКА

*Басарыгина Е.М.<sup>2</sup>, Гаджиева П.И.<sup>1</sup>, Тютина Г.А.<sup>1</sup>, Шепелева Т.А.<sup>1</sup>*

<sup>1</sup>Челябинский зоопарк; <sup>2</sup>Уральская государственная академия ветеринарной медицины

Химический состав организма животных невозможно оценивать вне связи с окружающей средой. Почва, атмосфера, водные источники, растения и организм животных являются неразрывно связанными звеньями единой миграционной цепи [1;2].

В настоящее время в некоторых регионах России, в частности, Челябинской области, имеет место кризисная экологическая обстановка, препятствующая решению многих проблем, в том числе и продовольственной. В результате сложившегося экологического неблагополучия организм животных испытывает токсигенный прессинг. У них накапливаются значительные концентрации различных поллютантов: тяжелых металлов, фтора, радионуклидов, негативно влияющих на физиологические и иммунологические показатели организма, состояние здоровья, устойчивость к заболеваниям и, соответственно, качество получаемой продукции [1;2].

В новых экологических условиях в результате действия адаптационных механизмов изменяется обмен веществ и химический состав внутренней среды организма животных. Организм переходит на новый уровень гомеостаза, что предполагает зачастую изменение не только каких-либо промежуточных величин, имеющих отношение к работе гомеостатических систем, но и области допустимых колебаний жизненно важных характеристик.

Из этого следует принципиально новый практический вывод о необходимости разработки региональных норм здоровья животных в конкретных климатологических, промышленных условиях с целью предпатологической диагностики и профилактики заболеваний. При этом с экологической дифференцировкой здоровья тесно связаны вопросы уточнения норм кормления животных по отдельным геохимическим провинциям [1;2].

Одним из возможных путей решения поставленной проблемы является комплексная коррекция кормовых рационов, включающая введение фитотерапевтических средств в составе гидропонного зеленого корма (ГЗК) и специально подобранных минеральных элементов.

Как известно, введение гидропонной биомассы в рацион кормления животных способствует снижению ряда болезненных явлений [3]. Наряду с этим, подбор культур для выращивания ГЗК с учетом требований зоотехнической экологии позволит получать высокопитательный, сбалансированный корм, способствующий защите организма животных от повреждающих воздействий и являющийся фитотерапевтическим средством. В данном случае корм будет являться лекарством, а лекарство – кормом.

В статье проводится попытка подбора культур для ГЗК с учетом указанных требований: по содержанию экопротекторных компонентов, а также сбалансированности по клетчатке и питательности. Для условий Челябинской области на гидропонный корм накладывается дополнительная функция по защите организма животных от воздействия

радионуклидов. Наиболее распространенными элементами, сокращающими накопление радионуклидов в организме животных, являются макроносители (химически стабильные изотопные и неизотопные носители) радионуклидов. Классическим примером использования этих элементов является обогащение рациона животных кальцием и калием. При использовании минеральных добавок кальция и калия подобного эффекта не наблюдается [4]. Следовательно, целесообразным является выращивание гидропонной зелени, из семян культур, содержащих данные экопротекторные элементы в наибольшем количестве. Проведенный анализ показал, что такой культурой является соя. Важно и то обстоятельство, что в выращиваемой подкормке содержание кальция в 1,5-2 раза выше, чем в исходных семенах. По питательности, урожайности биологической массы все культуры превосходит кукуруза, по наличию клетчатки – овес. Использование кукурузы в смеси с указанными культурами и овсом позволяет восполнять дефицит кальция, протеина, клетчатки и получать сбалансированный высокопитательный ГЗК, обладающий экопротекторными свойствами. Оценка энергоемкости гидропонного зеленого корма позволила установить, что использование этих семян является энергетически оправданным.

Экспериментальные исследования по изучению влияния комплексной коррекции кормовых рационов, включающей введение фитотерапевтических средств в составе ГЗК и специально подобранных минеральных элементов, на нормализацию минерального и белкового обмена и содержание тяжелых металлов в крови животных (домашние козы и гуси) проводились совместно сотрудниками Московской ветеринарной академии, Московского государственного университета, Челябинского государственного агроинженерного университета и Уральской академии ветеринарной медицины.

Микроэлементы и их дозы подбирались в соответствии с особенностями биогеохимической провинции на основании эффектов синергизма и антагонизма [5]. В рационе опытной группы животных использовался ГЗК дважды в сутки из расчета 50 г на животное и один раз в сутки – раствор микроэлементов: кобальта, йода, магния, цинка. Доза микроэлементов составляла (на 100 кг живой массы): кобальта – 30 мг; цинка, магния – 50 мг; йода – 10 мг.

В период эксперимента проводились биохимические исследования крови и анализ крови на содержание макро- и микроэлементов. Первичный анализ (табл. 1, 2) показал, что у животных нарушен минеральный обмен, в частности кальций, магний, фосфорное соотношение. Имеют место нарушения синтеза белка в организме.

Таблица 1. Биохимический анализ крови коз

Наименование	Общий белок, %	Сух. в-ва, %	Кальций, мг%	Магний, мг%	Фосфор, мг%
Норма	7,2-8,6	10-12	10-12,5	2-3	4,5-6,0
Контроль	6,45	9,5	7,8	1,7	7,1
Опыт	7,4	10,2	9,3	2,1	6,1

Дополнительное введение в рацион гидропонной зелени, йода и солей кобальта, магния, цинка обеспечило сохранность животных, нормализовало минеральный и белковый обмен.

Таблица 2. Анализ крови животных на содержание микро- и макроэлементов

Проба	Содержание элементов, мг/л цельной крови							
	Си	Zn	Pb	Ni	Co	Fe	Mg	Cd
Норма	0.7-1	3-5	-	-	0.04	360	0.15	-
Контроль	2,2	1,5	0,18	0,24	0,01	528	0,03	0,06
Опыт	1.2	3.2	0.02	0.04	0.03	400	0.1	0.02

Таким образом, коррекция кормовых рационов при включении ГЗК как фитотерапевтического средства и микроэлементов может использоваться в качестве метода, ослабляющего отрицательное влияние антропогенных контаминантов на организм сельскохозяйственных животных, обеспечивающего нормальный физиологический уровень резистентности и обмена веществ.

## Литература

1. Татарчук А.Т., Донник И.М., Красноперов В.А. **Проведение оздоровительных противолейкозных мероприятий в экологически неблагоприятном Уральском регионе** // М.: Россельхозакадемия, 2001, ч.2, с. 334-336.
2. Таирова А.Р., Кузнецов А.И. **Физиологический статус организма продуктивных животных в условиях биопатогенной зоны и его фармакологическая коррекция.** – Троиц, Изд-во УГАВМ, 1999. - 146 с.
3. Кругляков Ю.А. **Оборудование для непрерывного выращивания зеленого корма гидропонным способом.** М.: Агропромиздат, 1991.
4. **Сельскохозяйственная радиоэкология/** Алексахин Р.М., Васильев А.В., Дикарев В.Г. и др. Под ред. Алексахина Р.М., Корнеева Н.А. М.: Экология, 1992.
5. Кабыш А.А. **Микроэлементы и эндемические болезни сельскохозяйственных животных** // X Всесоюз. науч. конф. / Чебоксар. СХИ. - 1986: Микроэлементы в биологии и их применение в медицине и сельском хозяйстве. - с. 167-169.

## Summary

**Basarygina E.M., Gadgzhieva P.I., Tyutina G.A., Shepeleva T.A. Usage of phyto-therapeutic remedies in forage rations.** In this article the usage of phyto-therapeutic remedies in forage ration is discussed. It has been shown that correction of forage ration with GZK, as a phyto-therapeutic remedy, and microelements can be used as a method of reducing negative influence of antropogenetic contaminates on organism of agricultural animals providing a normal physiological level of resistivity and metabolism.