

Różnicując guzowate twory szyi trzeba uwzględnić guzy tarczycopochodne, jak *struma colloidies*, *struma cystica*, guzy nowotworowe, ropnie i podżuchowe torbiele retencyjne gruczołów ślinowych. O pochodzeniu guza decyduje badanie kliniczne, radiologiczne i mikroskopowe.

Na podstawie całokształtu badań uważamy nasz przypadek za skrzelopochodną, pośrodkową torbiel szyi (*cystis branchiogenes mediana colli*). Wywodzi się ona najprawdopodobniej z przewodu tarczyczno-językowego. Przemawia za tym umiejscowienie torbieli w środkowej linii szyi, charakter torbieli, brak objawów zapalenia, przesuwalność, przewlekłość procesu chorobowego, jej zawartość i obraz radiologiczny. Rozpoznanie kliniczne potwierdzono badaniem mikroskopowym ściany torbieli, której budowa była typowa dla tego rodzaju tworów. Torbiele takie najczęściej występują u osobników młodych (*Michajda*), mogą jednak ujawniać się i w późniejszym okresie życia (*Bross i Koczorowski*).

Omawiany przypadek skrzelopochodnej torbieli przedstawiamy ze względu na rzadkość występowania. Podręczniki chirurgii weteryna-

ryjnej albo nie wspominają o tych torbielach, lub też traktują je wzmiankowo (*Shuttleworth i Smythe*). Praktyka wykazuje jednak, że torbiele skrzelowe spotyka się u zwierząt, a podjęte leczenie powinno być operacyjne, bo zabiegi takie jak nakłucia, nacięcia i postępowanie zachowawcze nie rokują wyleczenia. Natomiast doszczętne wyłuszczenie, jak dowodzi piśmiennictwo i nasz przypadek, prowadzi do usunięcia tej wady rozwojowej.

Piśmiennictwo

1. Bross W., Koczorowski S.: Chirurgia, PZWL, Warszawa, t. I, s. 121, (1957).
2. Brzozowski A. G.: Czastnaja Chirurgija, Medgiz, Moskwa, s. 89 (1954).
3. Godlewski E.: Embriologia, Kraków, s. 117—129 (1948).
4. Joest E.: Spezielle Pathologische Anatomie der Haustiere, Berlin, s. 11—12 (1919).
5. Michajda K.: Diagnostyka Chirurgiczna, PZWL, Warszawa, s. 28 (1955).
6. Paszkiewicz L.: Anatomia Patologiczna, PZWL, Warszawa, t. II, cz. II, s. 152 (1953).
7. Ruffanow I. G.: Obszczaja Chirurgija, Medgiz, Moskwa, s. 596 (1954).
8. Rutkowski J.: Chirurgia, PZWL, Warszawa, t. I, s. 336 (1954).
9. Shuttleworth A. C., Smythe R. H.: Crosby Lockwood & Son LTD, London, s. 159 (1960).

Adres autora: Zbigniew Michalski, Wrocław, ul. Bałuckiego 3/3.

FIZJOLOGIA I PATOLOGIA ROZRODU

FRANCISZKA OLBRYCHTOWA

Wrocław

Inseminacja drobiu

Inseminacja jest cenną metodą rozmnażania w hodowli drobiu ponieważ umożliwia lepszą kontrolę produkcji i jej żywotny postęp. Zastosowanie tej metody pozwala na lepsze wykorzystanie wartościowych samców przez używanie ich nasienia dla większej ilości samic, które w inny sposób nie dałyby potomstwa, umożliwia przeprowadzenie krzyżówek w rasach, które różnią się na tyle rozmiarami, że normalna kopulacja nie jest możliwa, oraz ma zastosowanie w tworzeniu bastardów międzygatunkowych. Ekonomicznie metoda ta jest bardzo opłacalna przy bateryjnym utrzymywaniu kur gdyż pozwala na oszczędność budowania budek stadnych, podnosi też znacznie % płodności u indyków i gęsi.

Chociaż doświadczalne unasiennianie ptaków datuje się od 1913 r., kiedy *Ivanow* użył tej metody u kur, jednak do praktyki wprowadzono inseminację drobiu stosunkowo niedawno. Główną przeszkodą była trudność w uzyskaniu nasienia. *Ivanow* inseminował kury nasieniem wyciśniętym z nasieniowodów zabitych kogutów. *Payne* (1914), *Craft*, *McElroy* i *Penquite* (1926) oraz *Jull* i *Quinn* (1931) kryli kury kogutami i następnie wydobywali nasienie z kloaki kury. *Amantea* (1922) i *Dunn* (1927) zakładali szklane naczynie kurze i po kopulacji otrzymywali tym sposobem małe ilości nasienia. *Ishikawa* (1930) i *Adamstone* i *Card* (1934) stosowali sztuczną kloakę. *Serebrowsky* i *Sokołowska* (1934) opublikowali metodę elektroejakulacji. *Grodziński* i *Marchlewski* (1934)

pobierali nasienie od koguta metodą *Nikitina* (1932) polegającą na zbieraniu spermy w czasie kopulacji na przyrząd zbudowany z drutu i cienkiej gumy, zawieszony na „szelkach” na otworze odbytowym kury.

W 1935 r. *Burrows*, *Quinni*, *Marsden*, ze stacji badawczej w Beltsville, Maryland, uzyskali praktyczną metodę pobierania nasienia wprost od ptaka-samca oraz postęp w inseminacji, dzięki wprowadzeniu nasienia wprost do jajowodu kury. Ta metoda pobierania nasienia i inseminacji kur i indyków została opublikowana w okólniku 525 Departamentu Rolnictwa w Ameryce. Z tym sposobem pobierania nasienia zapoznał się *T. Olbrycht* w Szkocji u *Lake'a* i obecnie stosuje się go w Katedrze Ogólnej Hodowli Zwierząt we Wrocławiu w celu otrzymania nasienia ptaków domowych dla celów naukowo-badawczych.

Pobieranie nasienia

Sposób pobierania nasienia jest taki sam od kogutów, indyków, gąsiorów i podobny u kaczorów, a oparty jest na fizjologii odruchu.

Dla uzyskania odruchu warunkowego ejakulacji samce muszą być trenowane jakiś czas i przyzwyczajane do obchodzenia się z nimi i pobierania nasienia. Pożądane jest trzymanie każdego samca oddzielnie, a w żadnym razie nie mogą być puszczane z samicami. Stosowanym bodźcem dla wywołania odruchu ejakulacji jest szybki masaż miękkiej części brzucha jednocześnie z łagodnym, lecz zdecydowanym masażem grzbietu samca od łędźwi do ogona.

Najbardziej niepożądany odruch przeciwny, jaki ma przewyciężyć pobierający nasienie, to jest odruch obronny, samozachowawczy, wywołany strachem. Każdy ptak, który jest chwytany po raz pierwszy jest spłoszony, co jednak nie wydaje się przeciwdziałać odruchowi ejakulacji. Jednak w miarę przytrzymywania ptaka spłoszenie przechodzi w niepokój i następnie w strach po czym jest bardzo trudno pobudzić pożądaną odruch. Trzeba więc ptaki przyzwyczaić do chwytania ich, a doświadczenie, że nie grozi im niebezpieczeństwo sprawia, że szybko przyzwyczajają się do reagowania w pożądaną sposób na bodziec manualnej stymulacji ejakulacji. Łatwiej jest uzyskać sukces, jeśli początkujący w pobieraniu nasienia próbuje pewną ilość ptaków i znajduje takiego, który łatwo reaguje w pożądaną sposób. Po trenowaniu ręki na takim ptaku łatwiej jest następnie uzyskać dobry wynik z osobnikami trudniejszymi.

Normalna erekcja u ptaków przebiega bardzo szybko — trwa zaledwie kilka sekund — uniemożliwiając obserwację i badanie. Jednakże z rozwinięciem metody manualnej stymulacji jest możliwe ustalić stan erekcji do kilku minut i przeprowadzić szczegółowe badania. W normalnych warunkach nasienie z jąder dostaje się do nasieniowodów i jest gromadzone w dolnej części nasieniowodów, mających kształt spiralnych przewodów. Z nasieniowodów nasienie dostaje się do przewodu pęcherzykowego (ampułkowatego), który napęcznieje podczas seksualnego podniecenia ptaka. W czasie kopulacji kurczy się wewnętrzny zwieracz ujścia, wypychając nasienie z przewodów pęcherzykowych poprzez brodawkę do rowka, którym płynie do końca organu kopulacyjnego ptaka.

Przy pobieraniu nasienia bardzo ważny jest sposób trzymania ptaka. Większe ptaki, jak indyki, kaczory trzyma się lekko, lecz pewnie za uda obiema rękami, zaś głowę ptaka wtula się pod ramię. Ważne jest aby nie ścisnąć nóg ptaka, gdyż trzymanie nóg sztywno i mocno może hamować odruch kopulacyjny, który przejawia się wysunięciem organu kopulacyjnego. Koguty można trzymać między kolanami lub siedząc na kolanach. Gąsiorów zachowują się zwykle spokojnie i można je postawić na stole, co jest bardzo dogodnie przy pobieraniu nasienia.

Wysunięcie organu kopulacyjnego uzyskuje się przez masaż miękkiej części brzucha wolnymi palcami prawej ręki, zaś zbiornik na nasienie trzyma się w zgięciu palca wskazującego. Równocześnie przesuwają się lewą ręką po grzbiecie ptaka w kierunku ogona, a dalszym bodźcem jest jak gdyby ruch „dojenia” przewodu pęcherzykowego (albo ampułkowatego) przez kciuk i palec wskazujący w momencie, gdy organ kopulacyjny (lub prącie) jest wysunięty.

Do pobierania nasienia u dużych ptaków potrzebne są przy tej metodzie dwie osoby:

jedna trzymająca ptaka i druga pobierająca nasienie. U małych kogutów można przy dużej wprawie pobrać nasienie jednoosobowo.

Inną metodą pobierania nasienia jest stosowanie elektroejakulacji (Serebrowski 1934). Metodę tę zmodyfikował Watanabe (1958). Stosowanie elektroejakulacji daje bardzo dobre wyniki u kaczorów (Szumowski 1960). Metoda ta polega na stosowaniu impulsów elektrycznych przy pomocy elektrod — jedną umieszcza się w okolicy krzyża, a drugą w kloace samca. Używa się prądu o napięciu 30 volt i natężeniu 0,06—0,08 amperów. Stosuje się 3—5 impulsów w ciągu 3 sekund z przerwą 5-sekundową do następnego powtórzenia impulsu.

Specjalnie skonstruowany stolik przez Watanabe (1957) do umocowania ptaka pozwala na pobieranie nasienia przez jedną osobę.

Pamiętać trzeba, że u ptaków rozmnażanie jest sezonowe i nasienie można pobrać tylko w okresie godowym, po którym produkcja nasienia albo bardzo spada (kogut), albo ustaje jak u gąsiorów i kaczorów.

Do pobierania nasienia używa się szklanego lejka o przekroju zbiornika około 6 cm, którego podstawę zatyka się parafiną. Jeżeli nasienie ma być przetrzymane, potrzebne są próbki ze szkła borowego (Pyrex). Naczynia winny być utrzymywane czyste, a w hodowlach zarodkowych nasienie od każdego samca zlewane do oddzielnej próbki.

Ważne jest, aby nasienie pobrać bez domieszek defekacji kloacalnych, co się udaje, gdy samce są odpowiednio przygotowane do pobierania nasienia i gdy karmi się ich co najmniej na 6 godzin przed pobieraniem nasienia.

Samce narządy rozrodcze

Narządy rozrodcze samców składają się z dwóch jąder, umieszczonych wewnątrz jamy brzusznej w okolicy nerek, z parzystych gruczołów dodatkowych, z przewodów nasiennych, uchodzących do kloaki oraz z organu kopulacyjnego (koguty, indyki) lub prącia (kaczory, gąsiorzy).

Badania wykazały, że nabłonek plemnikotwórczy jąder ptaków dobrze adaptował się do wysokiej temperatury jamy brzusznej dla produkcji normalnych plemników, podczas gdy u ssaków temperatura jamy brzusznej wpływa ujemnie lub hamuje normalną spermatogenezę (np. u wnetrów).

Kloaka samców składa się z trzech segmentów: górnej części, czyli *coprodeum*, środkowej — *urodeum* i dolnej — *proctodeum*.

Narząd kopulacyjny indyka i koguta jest podobny, z wyjątkiem wielkości i kształtu: znajduje się w dolnej, brzusznej części kloaki i normalnie jest widoczny w kształcie płaskiego fałdu.

U kaczora *proctodeum* jest bardzo szerokie i głębokie i tworzy rodzaj bursy (bursa Fabriciusa). Prącie składa się z dwóch części: jednej, umocowanej do brzusznej ściany dolnej kloaki i drugiej — wyniosłej się. Część umocowana stanowi podstawę prącia a składa się z dwóch ciał włóknistych, które tworzą rowek podłużny, służący do odpływu nasienia w czasie ejakulacji. Druga część prącia, wyniosła się podczas erekcji tworzy włóknisty przewód, który jest częścią zewnętrzną rowka podłużnego. Poniżej tego przewodu leżą ciała jamiste, bogato unaczynione w naczynia krwionośne i limfatyczne i dobrze

unerwione. Rowek plemnikowy części wycinowej — jest spiralny. Spirale tworzą się przez 3—4 zakręty prącia w lewo, po zewnętrznej stronie prącia. W czasie erekcji oba rowki — podłużny i spiralny łączą się, tworząc rodzaj rowka nasiennego ciągłego.

Kilka mięśni kłoki i prącia współdziałają w erekcji. Są to dwa mięśnie zwieracze — wewnętrzny i zewnętrzny, leżące bocznie w *proctodeum*, których kurczenie się wypycha prącie. Współdziała przy tym mięsień prostownik prącia. Mięsień zginacz wciąga prącie z powrotem do *proctodeum* po ejakulacji.

Właściwości nasienia

Charakterystyczną cechą plemników ptaków jest to, że w drogach płciowych samicy zachowują żywotność i zdolność zapłodnienia kilkanaście do kilkudziesięciu dni oraz wysoka skala metabolizmu w temperaturze ponad 40°C. Tak np.: badania Winberg'a (1941) wykazały, że plemniki koguta wykazują najwyższą przemianę oddechową w temperaturze 40,8°C, tj. w przeciętnej temperaturze ciała ptaka. Natomiast poza organizmem nasienie ptaków wykazuje bardzo małą odporność, szczególnie na obniżenie temperatury, szybko traci zdolność zapłodnienia, nawet mimo zachowanej jeszcze ruchliwości plemników, które giną zazwyczaj w kilka godzin po ejakulacji, nawet jeśli są trzymane w warunkach, w których plemniki ssaków mogą przeżyć kilka dni. Przyczyny tego nie są dotychczas wyjaśnione.

Schemat budowy plemnika jest taki sam jak u ssaków; różnice dotyczą tylko kształtu i wymiarów.

Witka plemnika koguta nie posiada spirali korowej czyli osłonki witki, a włókno osiowe jest otoczone bezpostaciową osłonką, łatwo ulegającą uszkodzeniu (np. rozpada się pod działaniem wody destylowanej Mann, 1956).

Plemniki gąsiorów są otoczone na całej długości otoczką spiralną, dobrze rozwiniętą i tworzącą na główce plemnika jak gdyby korkociąg. Dzięki temu plemniki te mają zdolność ruchu obrotowego dookoła swej osi, jednocześnie z ruchem postępowym (Szumowski 1960). Ruch plemników gąsiorów jest jednak o wiele powolniejszy, niż ruch plemników kogutów lub kaczorów (1,02 mm/min).

Nasienie koguta jest barwy białawej, gęste, lepkie, o koncentracji plemników od 3.500.000—6.000.000 na mikrolitr. Plasma nasienia jest bezbarwna, mocno opalizująca o smaku kwaśno-cierpkim. Optimum pH wynosi 7. Objętość ejakulatu waha się od 0,2—1,5 ml, zależnie od rasy i częstości pobierania nasienia. Określono następujące cechy fizykochemiczne składu nasienia koguta:

Zawartość Na, K, Mg i Ca oraz azotu w plazmie nasienia koguta w mg/100 ml

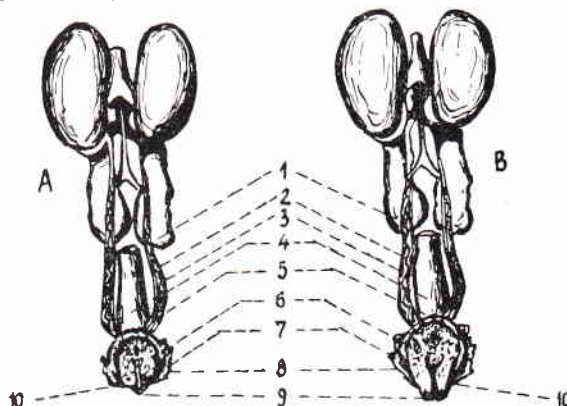
Na	K	Mg	Ca	N (białkowy)	N (pozabiałkowy)
380	46	8	10,6	115	141

Punkt zamarzania wynosi 0,59—0,6°C, co odpowiada ciśnieniu osmotycznemu roztworu soli kuchennej 0,96—1,0‰.

Według Lake'a (1960) — kwas glutaminowy i kreatynina stanowią około 80% azotu pozabiałkowego plazmy nasiennej; ich koncentracja wynosi około 1 g/100 ml i prawdopodobnie kwas glutaminowy gra główną rolę w utrzymywaniu ciśnienia osmotycznego nasienia.

Frakcje białkowe plazmy nasienia koguta są podobne do frakcji białkowych surowicy krwi tego gatunku (Pytasz i Kłymiuk 1960) i występują w podobnych proporcjach, co do surowicy, tj. stosunek

albumin do globulin wynosi 0,79. Plemniki zawierają około 70% całego białka nasienia. Średni poziom amoniaku w nasieniu koguta wynosi 7,5 mg‰, mocznika 9,1 mg‰, a średni poziom kwasu moczowego w nasieniu wynosi 40,5 mg‰. Wysoki poziom kwasu moczowego jest charakterystyczny dla nasienia ptaków, u których kwas moczowy jest końcowym produktem metabolizmu białek (Kłymiuk, Olbrychtowa, Pytasz 1960).



Rys. 1. Organy rozrodcze koguta (A) i indyka (B) wg Burrows'a: 1. jelito grube, 2. moczowód, 3. nasieniowody, 4. wewnętrzny zwieracz kłoki (odbytu), 5. wejście do jelita, 6. zewnętrzny zwieracz odbytu, 7. organ kopulacyjny w stanie erekcji, 8. skóra, 9. szcztakowy organ kopulacyjny, 10. brodawka.

Nasienie koguta ma silne właściwości antygenowe i pozwala na uzyskanie surowic odpornościowych przeciwplemnikowych o wysokim mianie (Olbrychtowa, Bzowska 1959).

Skład nasienia innych ptaków domowych, według dostępnego piśmiennictwa, nie został oznaczony.

Nasienie indyka jest barwy mleczno-kremowej. Objętość ejakulatu około 1 ml. Koncentracja plemników podobnie jak u koguta.

Nasienie kaczora jest barwy mlecznej, koncentracja plemników waha się od 905.000—3.295.000 (Szumowski 1960). Objętość ejakulatu zależnie od rasy wynosi 0,1—1 ml.

Nasienie gąsiorów jest przejrzyste, białawe, konsystencji wodnistej i małej lepkości z powodu słabej koncentracji plemników 32.500—1.300.000 mm³. Objętość ejakulatu gąsiora wynosi od 0,2—1,5 ml.

W dobrym ejakulacie jest około 80% plemników o ruchu postępującym. Nasienie gąsiorów nie wykazuje ruchów kłębiastych, które towarzyszą ruchowi postępującemu plemników w dobrym ejakulacie koguta, kaczora i indora (Szumowski 1960).

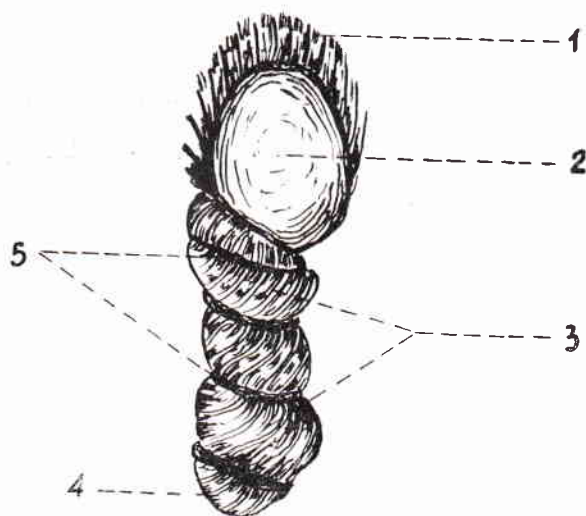
Nasienie ptaków, podobnie jak nasienie ssaków, zawiera zawsze pewien procent plemników anormalnych (np. o podwójnych główkach, zakręconych witkach dookoła główki lub części pośrodkowej, olbrzymie główki, podwójne witki.) natomiast rzadziej spotyka się pozostałość kropli protoplazmatycznej, nawet jeśli bardzo często pobiera się nasienie wg Szumowskiego (1960) ilość plemników anormalnych w nasieniu gąsiora waha się od 4—36%, a w nasieniu kaczora od 4—41%, przeciętnie 10%.

Przechowywanie nasienia in vitro

Poza organizmem nasienie ptaków szybko traci żywotność. Po 1—2 godzin nasienie koguta przetrzymane w temperaturze pokojowej wykazuje około 50% spadku zdolności zapłodnienia. Nasienie gąsiorów i kaczorów jest jeszcze mniej odporne. Stopniowo oziębiane nasienie kaczorów i gąsiorów do 4°C i wstawione do lodówki o tej temperaturze szybko traci

zdolność zapłodnienia. W temperaturze 5°C można przetrzymać nasienie kaczora pospolitego do 168 godzin, średnio 88 godzin, lecz zdolność zapłodnienia również szybko spada. (Szumowski).

Pierwsze badania nad przechowywaniem *in vitro* rozcieńczonego nasienia ptaków przeprowadzili Grodziński i Marchlewski (1934, 1938) na nasieniu kogutów. Stosowali jako rozcieńczalniki normalne (inaktywowane przez podgrzanie do 5°C) surowice krwi kur, kogutów, kurzaj, gołębi, bażantów, niektórych ssaków, gadów i ryb kostnoszkieletowych. Stwierdzili, że plemniki koguta rozcieńczone dziesięciokrotnie surowicą krwi kurczęcia i przechowywane w temperaturze 2°C przez osiem dni, a następnie doprowadzone do temperatury 37°C wykazują ruchliwość. Niestety nie przeprowadzili badań nad zdolnością zapłodnienia tych plemników. Obserwacje późniejsze innych badaczy wykazały, że nasienie koguta może być rozcieńczone rozmaitymi biologicznymi i syntetycznymi rozcieńczalnikami bez obniżenia zdolności zapłodnienia plemników, jeżeli zostanie zużyte do kilku godzin po pobraniu. Ilość plemników potrzebna do optymalnego zapłodnienia kury wynosi 80.000.000 — 170.000.000 plemników w dawce.



Rys. 2. Prącie kaczora: 1. krawędź kloaki, 2. proctodaeum wynicowane, 3. część dolna prącia, 4. koniec prącia, 5. rowek nasienny.

Allen (1957) i Allen i Skaller (1958) donieśli o skutecznej inseminacji kur nasieniem rozcieńczonym płynem Tyrode'a. Także inne rozcieńczalniki (jak np. mleko rozcieńczone w stosunku 1:1 z płynem Ringera lub buforem cytrynianowo-glukozowym (Polge 1955) albo roztwór fosforanu sodowego z dodatkiem antybiotyków (Wilcox i Shaffner 1958) przy użyciu bezpośrednim rozcieńczonego nasienia dały zadawalające wyniki w inseminacji kur.

Według Szumowskiego (1960) płyn Tyroda oraz fizjologiczny roztwór soli okazały się nie-

odpowiednimi rozcieńczalnikami dla nasienia gąsiorów, powodowały bowiem pęcznienie główek plemników. Podwyższenie zawartości glukozy w płynie Tyroda pozwoliło stosować ten rozcieńczalnik dla nasienia gąsiorów z dobrym wynikiem przy rozcieńczeniu nasienia w stosunku 1:10 (Szumowski).

Przy stosowaniu wyżej wymienionych rozcieńczalników dłuższe przechowywanie nasienia ptaków pozostało problemem nierozwiązanym.

Ostatnio Lake (1960) doniósł o rozcieńczalniku dla nasienia koguta, który pozwala na skuteczne przechowywanie nasienia przez 24—28 godzin. Skład tego rozcieńczalnika, który autor nazwał rozcieńczalnikiem A jest wzorowany na kompozycji płynów w nasieniowodzie (*vas deferens*) co do zawartości potasu, sodu, magnezu i glutaminy, ma podobne ciśnienie osmotyczne pH = 7. Z badań Wilcox'a i Shaffnera wynika, że przy 7 jest najodpowiedniejsza koncentracja jonów wodorowych dla utrzymania zdolności zapłodnienia plemników koguta.

Skład chemiczny rozcieńczalnika A wg Lake'a w g/100 ml destylowanej wody

Glutaminian sodowy	1,92
Cytrynian potasu	0,128
Octan sodu	0,5132
Chlorek magnezu 6H ₂ O	0,0676
Fruktoza	1,000
pH 7	

Rozcieńczając nasienie rozcieńczalnikiem A w stosunku 1:3 i przechowując rozcieńczone nasienie w temperaturze od 0—2°C przez 24 i 48 godzin i przy użyciu 0,1 ml tak rozcieńczonego nasienia, jako dawkę jednorazową przy inseminowaniu kur, uzyskał Lake 64 i 47% zapłodnień kolejno. Rozcieńczalnik kontrolny B, o identycznym składzie z rozcieńczalnikiem A, z wyjątkiem fruktozy, którą zastąpiono chlorem sodu (NaCl) w ilości 0,1665 dał o wiele niższy procent zapłodnień (18 i 26%) mimo, że oba rozcieńczalniki z nasieniem, natychmiast użytym po rozcieńczeniu, dały ten sam procent zapłodnień tj. 91,3%.

Porównując wyniki zapłodnień nasieniem w rozcieńczalniku A i B, Lake wnioskuje, że fruktoza jest koniecznym składnikiem rozcieńczalnika dla zachowania żywotności plemników, koguta, mimo że w ejakulacie koguta fruktoza nie występuje.

Zamrażanie nasienia w niskich temperaturach

Doświadczenia wykazały (Polge 1961), że można uzyskać zapłodnienie nasieniem koguta, które było zamrożone do -79°C przez 1 godzinę, a otrzymano nawet kurczęta po unasiennieniu nasieniem przechowywanym przez 33 dni.

Nasienie było zamrożone w płynie Ringera z dodatkiem glicerolu i odtajane po 1/2 — 1 godz do temp. 40° C. Po odmrożeniu w temp. 40° C nasienie poddano dializie w celofanowych woreczkach przeciw płynowi Ringera w temp. 20° C przez 2 godziny, celem usunięcia glicerolu. Okazało się bowiem, że glicerol wprowadzony z nasieniem do narządów płciowych samicy zmniejsza zapłodnialność.

Przy tym sposobie zamrażania nasienia około 50% plemników uległo zabiciu, dlatego do inseminacji użyto podwójnej dawki nasienia. Otrzymano 54% zapłodnień, tj. 51 kur na 83 inseminowanych znosiło zapłodnione jaja. Procent wylęgu inkubowanych jaj wynosił 71%. I tak 35 kurcząt wylężono z jaj zapłodnionych mrożonym nasieniem i wszystkie były normalne. Mniejszy procent zapłodnionych jaj otrzymano po inseminowaniu nasieniem trzymanym w temp. -79° C dłużej niż jedną godzinę. Ale, jak już wspomniano, nieliczne kurczęta otrzymano z jaj zapłodnionych tak zamrożonym nasieniem, które użyto do inseminacji po 38 dniach przechowywania.

Wprowadzenie nasienia do dróg płciowych samicy

Żeński system płciowy ptaków składa się przeważnie z jednego funkcjonującego jajnika, tj. jajnika lewego i szczątkowego jajnika prawego, z jednego jajowodu, o jednakowej średnicy na całej długości, z pojedynczym jednostronnym rozszerzeniem w pobliżu kloaki i z krótkiej pochwy.

Mimo podanych wyżej wyników doświadczalnych z rozcieńczeniem i przechowywaniem nasienia ptaków, w praktyce z reguły stosuje się unasienianie drobiu świeżym nasieniem nierozcieńczonym.

Samice nie wymagają treningu do przeprowadzania inseminacji, ale muszą być w okresie znoszenia jaj.

Nasienie wprowadza się do jajowodu przy pomocy strzykawki tuberkulinowej, bez igły.

Jajowód ptaków

U olbrzymiej większości ptaków występuje tylko jeden jajowód, gdyż rozwija się tylko lewa połowa przewodu Millera, natomiast prawa połowa degeneruje zupełnie lub pozostaje w formie szczątkowej i nie-drożnej. U kur trafiają się niekiedy pojedyncze okazy (albo nawet genetyczne linie), u których oba jajowody są rozwinięte i zdolne do normalnej funkcji fizjologicznej.

Rozróżniamy następujące części jajowodu: *infundibulum* (przedśionek), *magnum* (wielka część jajowodu), *isthmus* (cieśń), *gland* (gruczoł skorupy zwany także macicą).

Przedśionek składa się z lejka lub fimbrii, które odbierają owulowane jajo i z okolicy wiązań żółtka jaja.

Przedśionek przechodzi w magnum, które jest najdłuższą częścią jajowodu. W tej części wytwarza się białko (albumina), która otacza jajo przechodzące przez magnum.

Cieśń łączy magnum z gruczołem skorupy. Granica między magnum a cieśnią zaznacza się wyraźnie w postaci progu (magnum-isthmus junction). W cieśni jajo dostaje otoczki miękkie.

Gruczoł albo macica stanowi doogonową część jajowodu i charakteryzuje się rozszerzeniem. W tej części jajo powleka się skorupką wapienną.

Pochwę nazywamy krótką część, w której jajo wychodzące z gruczołu zostaje powleczone warstwą mucyny, zatykającą pory skorupki.

Jak więc widzimy, wzdłuż całego jajowodu znajdują się liczne gruczoły, wydzielające substancje właściwe dla danego rejonu jajowodu, jak albuminy w magnum, błony miękkie w isthmus i skorupkę w gruczole skorupy. Aktywność wydzielnicza jajowodu jest olbrzymia. W magnum kury wydziela się około 5—6 g albuminy w ciągu 30 minut, w ciągu których jajo przebywa te część jajowodu. Najdłużej jajo przebywa w gruczole skorupy, gdzie występuje mniejsza ilość wydzieliny, lecz 98% tych wydzielin, to ciała stałe, jak węglan wapnia i ślady innych minerałów, które wydzielają się w ilości 0,3 g/godzinę.

Aby unasienić kurę lub indyczkę trzeba lekko wysunąć jajowód. Najlepiej do tego zabiegu trzymać samicę do góry nogami, tak aby głowa ptaka znalazła się między nogami inseminatora, stanowiącymi też oparcie dla piersi ptaka. Ogon usuwa się do góry prawą ręką a lewą uciska się podbrzusze samicy. Jeśli to jest zrobione szybko natychmiast po złapaniu ptaka, jajowód wysuwa się odruchowo i może być przytrzymany bez wysiłku, aż do wykonania iniekcji. Ponieważ to jest oparte w dużym stopniu na odruchu, poprzednie uwagi o odruchu u samców mają i tutaj zastosowanie, aby nie wystąpił odruch hamujący.

U kur osiąga się 95% zapłodnionych jaj, gdy sa inseminowane co 5 dzień dawką nasienia równą 0,1 ml. (80.000.000 — 17.000.000 plemników).

U indyków uzyskuje się 100% zapłodnień, gdy inseminuje się je przez dwa po sobie następujące dni na początku każdego 3 tygodniowego okresu dawką nasienia równą 0,05 ml (około 15.000.000 plemników). Inseminację powtarza się po trzech tygodniach.

Inseminacja kur i indyków jest już w niektórych krajach szeroko stosowana w praktyce. Inseminacja gęsi i kaczek jest jeszcze w stadium doświadczalnym. Przy pomocy strzykawki tuberkulinowej połączonej z rurką szklaną wprowadza się do jajowodu gęsi 0,3 ml nasienia (rozcieńczonego do 1:10 płynem Tyroda o zwiększonej zawartości glukozy).

(Dawka ta winna zawierać około 12.000.000 plemników *Johnsona*, co odbiega znacznie od podanej gęstości nasienia gąsiorów przez *Szumowskiego*). Zabieg inseminacji u gęsi wystarczy stosować raz na 6—7 dni, co pozwala uzyskać 80—95% zapłodnionych jaj.

U kaczek inseminację powtarza się co 4—5 dni. Dawka nasienia wynosi 0,1 ml, a ilość plemników w dawce około 140.000.000 plemników.

Najwłaściwszą porą dnia do iniekcji nasienia jest popołudnie, aby uniknąć przeszkody wędrującego w dół jajowodu jaja.

Skuteczność zapłodnienia sprawdza się na jajach złożonych 24—36 godzin po inseminacji, gdyż jajo będące u wyjścia z jajowodu nie może być zapłodnione przy inseminacji lub kryciu. Na ogół przyjmuje się, że dopiero drugie jajo złożone po inseminacji może być zapłodnione.

Piśmiennictwo

1. Burrows W. H., i J. P. Quinn, 1935: Poultry Sci. 14:251.
2. Burrows W. H. i J. P. Quinn, 1937: Poultry Sci. 16:19.
3. Burrows W. H. i J. P. Quinn, 1935: U.S.D.A. Circ. 525 National Agric. Research Center, Beltsville, Md.
4. Grodziński Z. i J. Marchlewski, 1935: B II, 347.
5. Grodziński Z. i J. Marchlewski, 1938: Bull. Acad. Sc. Cracovie, B II, 55.
6. Hammond J. i F. H. A. Marshall, 1943: Bull. 39, Min. of Agric. a. Fisheries, London.
7. Hays F. A. i G. T. Klein, 1943: Poultry Breeding Applied. Poultry-Dairy Publ.
8. Herin R. A. et al. 1960: Am. J. of. Physiol. 198:6.
9. Ivanow, Payne, Craft, McElroy, Penquite, Dunn, Amantea i Card — cyt. za Marsdenem.

10. Kłymiuk B., F. Olbrychtowa i M. Ptasz, 1960: Med. Wet. 9.
11. Lake P. E., 1957: J. Agric. Sci. 49:120.
12. Lake P. E., E. J. Buttler, J. W. McCallum i I. J. McIntyre, 1958: Quart. J. Exp. Physiol. 43:309.
13. Lake P. E. i W. M. McIndoe, 1959: Biochem. J. 71:303.
14. Lake P. E., 1960: J. of Reproduction and Fertility. Vol. 1:1.
15. Mann T. 1958: Biochemia nasienia, PIWRIL, Warszawa.
16. Marchlewski J., 1961: Biul. Sekcji Fizj. Rozrodu, PTWN, Kraków, 2:23.
17. Marsden S. J. i J. H. Martin, 1949: Turkey Management, The Interstate, A. V. Danville, III.
18. Nalbandow, 1956: Reproductive Physiology, W. H. Freeman and Co. San Francisco.
19. Nikitine W., 1932: za J. Marchlewskim.
20. Nikitine W., 1955: Ptitsevodstvo, Moskwa.
21. Olbrychtowa F. i B. Bzowska, 1959: Med. Wet. 11.
22. Polge C., 1951: Nature, Vol. 167:949.
23. Pytasz M. i B. Kłymiuk, 1961: Med. Wet. 7.
24. Serebrowsky A. i współprac., 1939: Problemy Zivotnovodstva 5:57.
25. Szumowski P., 1960: Rec. Med. Vet. Alfort 12: 1165—1205.
26. Watanabe M., cyt. za Szumowskim.
27. Winberg H., 1939: Ark. Zool. 32A:7—1.

Adres autora: Franciszka Olbrychtowa, Wrocław 12, Kożuchowska 7.

G. GRÜNPETER, I. ALEKSANDROWSKA, Z. GŁADKI, K. KOPIEC, J. KŁOBUSZYŃSKI, J. KOCZOCIK, W. OLECH, F. OLEJNIK, I. PUCZEK, E. SZYMAŃSKA, Z. WILKOS, J. ZIELIŃSKI — studenci V r. Wydziału Wet. Wrocław Koło Naukowe Katedry Położnictwa WSR we Wrocławiu

Wpływ Fenaktilu na cykl płciowy u królic

Z Katedry Położnictwa WSR we Wrocławiu
Kierownik: prof. dr A. SENZE

W ostatnich czasach w medycynie ludzkiej i weterynaryjnej stosowane są preparaty z grupy fenotiazynowej działające na korę mózgową i międzymózgowie. Mają one szerokie zastosowanie między innymi w psychiatrii, ginekologii i pediatrii. Charakteryzują się szczególnym działaniem na ośrodkowy układ centralny, powodując zahamowanie czynności pewnych dróg nerwowych idących od kory mózgowej.

Nas interesował wpływ jednego z tych preparatów, a mianowicie Fenaktilu na przebieg cyklu płciowego u królic. Wybraliśmy królicę jako cel naszego doświadczenia, ponieważ w porównaniu z innymi ssakami cechują się one niepełnym cyklem płciowym, którego uzupełnienia dokonuje bodziec nerwowy.

U królic jak i u innych ssaków wyróżnia się w narządzie rodnym cztery fazy cyklu płciowego. Pierwsza — to faza spokoju — *anoestrus*. Zasadniczo występuje ona u królic jesienią. Okres sezonowego spoczynku płciowego mija w grudniu lub styczniu. Dotyczy to jednak samicy królika dzikiego (*Oryctolagus cuniculus*), który nie rozmnaża się od października do lutego (Zoll i Linke). Natomiast u królika udomowionego okres ten nie jest tak wyraźnie zaznaczony. Druga faza przedrujowa — *prooestrus* jest właściwie okresem przygotowawczym do fazy trzeciej — rujuwej i trwa stosunkowo krótko. Trzecia faza rujuowa — *oestrus*, specjalnie ciekawa u królic ze względu na czas jej trwania i specyfikę owulacji. Jeżeli faza oestralna nie zostanie przerwana ciążą, wówczas trwa kilka tygodni, a w tym czasie owulacja samorzutnie nie nastąpi. Natomiast na bodziec, jakim jest krycie, owulacja występuje po 10 godzinach. Należy zaznaczyć, że samice królików dopuszczają samca do krycia nawet często w takich okresach kiedy jajnik nie posiada dojrzałych pęcherzyków Graafa, a więc podczas karmienia lub ciąży.

Przy braku kopulacji, różnie długo trwający okres rujowy przechodzi wreszcie w fazę porujową — *metoestrus*, charakteryzującą się cofaniem się zmian wywołanych w narządzie rodnym okresem rujowym.

Ponieważ okres trwania stanu gotowości do krycia u poszczególnych osobników może wykazywać różnice kilku tygodni, a nawet miesięcy, ściśle granice fazy *metoestrus* u królic są mało uchwytne. Dla ustalania tych zmian posługiwano się kilkoma metodami.

Do jednej z nich należało oglądanie jajnika i macicy po przeprowadzeniu laparotomii, względnie po uboju obserwowanego osobnika. Metoda ta, choć pozwalająca dokładnie rozpoznać w jakim okresie cyklu płciowego znajduje się królik, nie pozwala na stałą obserwację tego samego osobnika.

Inna metoda opiera się na wykorzystaniu zjawiska przemian w nabłonku pochwy, a zastosowanie metody rozmazu pochwowego umożliwia dokładne określenie czasu owulacji. Ta metoda pozwala na wielokrotną kontrolę tego samego królika w dowolnych odstępach czasu.

W naszym doświadczeniu stosowaliśmy powyższą metodę. Celem tego doświadczenia było stwierdzenie działania Fenaktilu na przebieg cyklu płciowego, a przede wszystkim owulacji u królic.

Wiadomo, że jajeczkowanie u królic powstające w warunkach naturalnych pod wpływem bodźca kopulacyjnego, jest kontrolowane przez układ: kora, podwzgórze, przysadka za pośrednictwem substancji adrenergicznej (adrenalina wstrzyknięta do przysadki powoduje u królic jajeczkowanie). Substancje te wydzielają zakończenia nerwów wychodzących ze