

biegu na stan obronności tych ryb wobec czynników chorobowych. Szczególnie skuteczna wydaje się być immunostymulacja lewamizolem, gdyż w tej grupie najniższa liczba ryb uległa zachorowaniu, a preparat ten może być podawany wielokrotnie w okresie hodowlanym ryb, co zapewnia uaktywnienie obronności przez dłuższy czas.

Wnioski

1. Zastosowanie immunostymulacji u karpia hodowlanych stwarza nowe możliwości skutecznej interwencji człowieka w mechanizm działania układu immunologicznego ryb poprzez pobudzenie jego aktywności w okresie zagrożenia zdrowia.
2. Immunostymulacja wykonana lewamizolem jednorazowo w kąpeli powoduje uaktywnienie mechanizmów odpornościowych, utrzymujące się do 5 tygodni; zabieg ten może być polecany szczególnie dla ryb w okresie wiosennym, osłabionych zimowaniem.
3. Przedłużenie działania immunostymulacji lewamizolem (w okresie letnim i jesiennym) jest możliwe tylko po jego powtórny zastosowaniu w karmie.
4. Immunostymulacja preparatem TFX powoduje stały wzrost aktywności immunologicznej ryb. Poziom tej aktywności jest jednak niższy niż po powtórnej immunostymulacji lewamizolem.
5. Zastosowanie immunostymulacji lewamizolem lub preparatem TFX ma wpływ na przebieg procesu chorobowego; szczególnie wysoka liczba leukocytów i neutrocytów oraz podwyższony poziom aktywności lizozymu u ryb z objawami chorobowymi świadczą o wyraźnej mobilizacji ich mechanizmów obronnych do walki z czynnikiem zakaźnym.

Piśmiennictwo

1. Antychowicz J.: *Życie wet.* 67, 12, 1993.
2. Baba T., Watase Y., Yoshinaga Y.: *Nippon Suisan Gakkaishi* 59, 301, 1993.
3. Ellsaesser C.F., Clem L.W.: *J. Fish Biol.* 28, 511, 1989.
4. Grondel J.L., Boester J.A.M.: *Dev. Comp. Immunol. Suppl.* 2, 211, 1982.
5. Grondel J.L., Glaudemans A.G.M., Van Muiswinkel W.B.: *Vet. Immunol. Immunopathol.* 9, 251, 1985.
6. Grondel J.L., Nouws J.F.M., Van Muiswinkel W.B.: *J. Fish Dis.* 10, 35, 1987.
7. Hunt T.C., Margetts A.R.: *J. Fish Biol. Supl. A*, 31, 1987.
8. Kajita Y., Sakai M., Asuta S., Kobajashi M.: *J. Fish Pathol.* 25, 93, 1990.
9. Muona M., Soiwio A.: *Aquacult.* 106, 75, 1992.
10. Miller N.W., Tripp M.R.: *J. Fish Biol.* 20, 301, 1982.
11. Niemczuk W., Olech W.: *Życie Wet.* 67, 15, 1993.
12. Rijkers G.T., Teunissen A.G., Van Oosterom R., Van Muiswinkel W.B.: *Aquacult.* 19, 177, 1980.
13. Rijkers G.T., Van Oosterom R., Van Muiswinkel W.B.: *Vet. Immunol. Immunopathol.* 9, 251, 1985.
14. Sankeran K., Shanto G.: *Indian. Biochem. Biophys.* 9, 162, 1972.
15. Siwicki A.K.: *J. Fish Biol. Supl. A*, 31, 245, 1987.
16. Siwicki A.K., Anderson P.P., Dixon O.W.: *Immunol. Immunopath.* 23, 195, 1989.
17. Siwicki A.K.: *Stymulowanie odporności nieswoistej w chowie i hodowli ryb. Instrukcja do użytku w rybnictwie śródlądowym.* IRS Olsztyn, 1991.
18. Sniieszko S.F.: *J. Fish Biol.* 6, 197, 1974.
19. Sopińska A.: *Medycyna Wet.* 41, 738, 1985.
20. Sopińska A.: *Efekt immunostymulacji w przebiegu działania czynników osłabiających aktywność komórkowych procesów obronnych karpia.* Praca habił. AR Lublin, 1991.
21. Sopińska A.: *Acta Ichtiol. Pisc.* 13, 59, 1983.
22. Sopińska A., Guz L.: *Medycyna Wet.* 49, 12, 1993.
23. Studnicka M., Siwicki A., Ryka B.: *Bamidgeh* 38, 22, 1986.
24. Sychłowy A., Lukas A.: *Pol. Tyg. Lek.* 33, 45, 1878.

Adres autora: dr hab. Antonina Sopińska, ul. Królowej Jadwigi 6/15, 20-282 Lublin

ALICJA WÓJCIK

artykuł przeglądowy

Rozwój i funkcjonowanie jajnika ptaków domowych – wybrane zagadnienia

Katedra Biologicznych Podstaw Produkcji Zwierzęcej Wydziału Zootechnicznego AR, ul. Akademicka 13, 20-033 Lublin

W jajniku dojrzałej płciowo samicy ptaka w warstwie zewnętrznej, korowej znajdują się pęcherzyki jajowe, zawierające w różnym stadium rozwoju komórki rozrodcze (oocyty). Pęcherzyk jajnikowy spełnia szereg funkcji. Stanowi on ochronę oocytu. Ściana pęcherzyka wydziela estrogeny, które stymulują produkcję prekursorów żółtka. Naczynia krwionośne pęcherzyka dostarczają materiał żółtkowy produkowany prawie całkowicie w wątrobie. Wreszcie pęcherzyk uwalnia drugorzędowy oocyt (owulacja).

Marza i Marza (cyt. 3) dzielą rozwój pęcherzyków jajnikowych na trzy fazy różniące się czasem trwania, tempem wzrostu oraz rodzajem materiału odkładanego w ich treści. W fazie pierwszej (wczesnego rozwoju), trwającej wiele miesięcy, a nawet kilka lat, następuje niewielki wzrost pęcherzyka w wyniku gromadzenia głównie materiału tłuszczowego.

Przy końcu tej fazy oocyt ptaków domowych ma średnicę ok. 1 mm. W drugiej fazie, podczas około 2 miesięcy, odkładane są głównie substancje białkowe (żółtko białe) i np. u kur oocyt osiąga średnicę ok. 4 mm. W trzeciej, końcowej fazie – szybkiego wzrostu, trwającej kilka do kilkunastu dni, pęcherzyk powiększa się znacznie, co wiąże się z gromadzeniem tłuszczowców, białek i odłożeniem karotenoidów. W końcu tej fazy, tj. w pobliżu czasu owulacji, wielkość oocytu jest równa wielkości żółtka w zniesionym jajku. Jego wielkość związana jest z gatunkiem ptaków i np. u kur oocyt osiąga średnicę do 40 mm., masę 15-19 g., a czas trwania fazy szybkiego wzrostu wynosi 6-14 dni, u indyków 11-15 dni, masa oocytu zaś 23-28 g, u przepiórek 5-7 dni, a masa 2,7-3,6 g. Na podstawie tych danych wydaje się, że u większych gatunków oocyty pozostają dłużej w fazie szybkiego wzrostu.

Dojrzały pęcherzyk najczęściej owuluje, ale może też na tym lub wcześniejszym etapie nastąpić jego atrezja. Liczba żółtych pęcherzyków znajdujących się w fazie szybkiego wzrostu jest względnie stała u poszczególnych niosek, ponieważ po owulacji największego żółtego pęcherzyka tylko jeden biały pęcherzyk wchodzi w fazę szybkiego wzrostu. Badania (10) wykazały, że transformacja pęcherzykowa do fazy szybkiego wzrostu była ograniczona do 10-godzinnego okresu w cyklu owulacyjnym (6-16 godz. po owulacji), lecz z największą częstotliwością występowała 8-14 godz. po owulacji, co korespondowało z godzinami między 17⁰⁰ a 24⁰⁰. Ponadto wykazano, że ilość odkładanego żółtka w ciągu godziny była wyższa w nocy (ok. 64 mm³) niż w dzień (49,5 mm³).

Rozwój i funkcjonowanie jajnika odbywa się pod wpływem hormonów gonadotropowych FSH i LH. Poziom uwalniania gonadotropin do czasu osiągnięcia dojrzałości płciowej jest mniej więcej stały, natomiast z chwilą rozpoczęcia nieśności wydzielanie do krwi przez przysadkę hormonów FSH i LH ma charakter cykliczny. Hormon FSH steruje wzrostem i dojrzewaniem pęcherzyków jajnikowych. W szybko rosnących pęcherzykach komórki ścienne produkują hormony sterydowe – estrogeny, progesteron i androgeny, które z jednej strony pobudzają rozwój jajowodu, a z drugiej – mobilizują gromadzenie materiału żółtkowego. Wysoki poziom estrogenów wydzielanych przez dojrzewający pęcherzyk powoduje zahamowanie wydzielania FSH, natomiast zwiększa wydzielanie LH. Hormon LH przy współdziałaniu progesteronu uruchamia procesy związane z owulacją.

Odzwierciedleniem dojrzałości płciowej jajnika jest zniesienie pierwszego jaja. Na wiek dojrzałości płciowej mają wpływ zarówno czynniki genetyczne, jak i środowiskowe, a więc długość dnia świetlnego, żywienie. Funkcjonowanie jajnika dojrzałych samic zależy z kolei od ich wieku. Stwierdzono (8), że u młodych kur charakteryzujących się wysokim tempem nieśności i długimi szeregami jajowymi (20-30 jaj), jajniki miały 5-8 żółtych pęcherzyków. Kury starsze (80-90 tyg. życia) charakteryzują się krótkimi szeregami jajowymi (3-5 jaj), a więc obniżają tempo nieśności. Ich jajniki miały tylko 4 żółte pęcherzyki. U starszych kur występuje obniżenie liczby pęcherzyków białych (2-4 mm średnicy) i zwiększenie liczby pęcherzyków atretycznych. Obniżone z wiekiem tempo dojrzewania pęcherzykowego i automatycznie nieśności częściowo związane jest z niewystarczającą produkcją FSH, hormonu stymulującego rozwój białych pęcherzyków. Ponadto stwierdzono (9), że wraz z wiekiem zwiększała się pojemność pęcherzykowa przy owulacji (od 10,25 cm³ w 5 miesiącu do 16,8 cm³ w 23 miesiącu). Zmienia się z wiekiem również długość fazy szybkiego wzrostu. W pierwszym roku nieśności długość tej fazy skracała się średnio od 8,4 dnia w 5 miesiącu do 7,6 dnia w 11 miesiącu i wydłużała ponownie do 8,5 dnia w drugim roku nieśności. Stwierdzono ponadto dodatnią korelację między długością fazy szybkiego wzrostu i pojemnością pęcherzykową przy owulacji ($r_{xy} = 0,20$).

Badania (7) wykazały, że na długość fazy szybkiego wzrostu i pojemność pęcherzykową przy owulacji miały również wpływ długość szeregu jajowego i pozycja jaja w szeregu jajowym. Dłuższy okres szybkiego wzrostu stwierdzono u kur o krótszych szeregach jajowych. Pojemność pęcherzykowa przy owulacji wzrastała z wydłużeniem szeregu od 1 do 4 jaj (14,2 cm³ do 15,8 cm³), lecz obniżała się przy dłuższych szeregach. Okres szybkiego wzrostu był krótszy dla pęcherzyków z dalszych pozycji szeregu, a pojemność pęcherzy-

kowa przy owulacji miała tendencję do zmniejszania w kolejnych pęcherzykach szeregu. U przepiórek (2) oraz indyków (1) nie wykazano zależności długości okresu szybkiego wzrostu od pozycji jaja w szeregu.

U indyków (4, 6), a także kur mięsnych (5) stwierdzono natomiast zależność między liczbą pęcherzyków w fazie szybkiego wzrostu (żółtych) w okresie dojrzałości płciowej a okresem fotostymulacji przed sezonem nieśności, jak również masą ciała ptaków. Liczba żółtych pęcherzyków była większa u indyków fotostymulowanych od 24 tyg. życia niż od 30 tyg. życia. Więcej pęcherzyków (nadmierna liczba) było w ciężkich liniach niż lekkich. Skutkiem nadmiernej liczby żółtych pęcherzyków są wewnętrzne owulacje (do jamy ciała), wielokrotne owulacje (obecność dwu lub więcej żółtek w jajowodzie), uszkodzenia w formowaniu skorupy – jaja w miękkiej skorupie lub z innymi defektami skorupy i w efekcie obniżenie tempa nieśności, szczególnie na początku sezonu, a także wylęgowości. Opóźnienie okresu fotostymulacji, a także obniżenie masy ciała przy dojrzałości płciowej przez kontrolowane żywienie w okresie wychowu przeciwdziała powstawaniu nadmiernej ilości żółtych pęcherzyków zarówno w ciężkich liniach indyków, jak i u kur mięsnych.

Piśmiennictwo

1. Bacon W.L., Chermis F.L.: Poultry Sci. 47, 1303, 1968.
2. Bacon W.L., Koontz M.: Poultry Sci. 50, 233, 1971.
3. Gilbert A.B.: Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl. Eds. Bell D.J., Freeman B.M. Academic Press, 1971.
4. Hocking P.M., Gilbert A.B., Walker M.A., Waddington D.: Br. Pultry Sci. 28, 493, 1987.
5. Hocking P.M., Gilbert A.B., Whitehead C.C., Walker M.A.: Br. Poultry Sci. 29, 223, 1988.
6. Hocking P.M.: Br. Poultry Sci. 33, 437, 1992.
7. Imai K.: Avian Endocrinology. Eds. Mikami S., Homma K., Wada M. Springer-Verlag, 1983.
8. Palmer S.S., Bahr J.M.: Br. Pultry Sci. 33, 403, 1992.
9. Zakaria A.H., Miyaki T., Imai K.: Poultry Sci. 62, 670, 1983.
10. Zakaria A.H., Sakai H., Imai K.: Poultry Sci. 63, 1061, 1984.

Adres autora: dr Alicja Wójcik, ul. Braci Wieniawskich 1/257, 20-844 Lublin

CAIROLI F., FERRARIO L., CARLI S., SOLDANO F.: Efektywność oksytetracykliny i tetracykliny-benzylidaminu w profilaktyce zakażeń związanych z zatrzymaniem łożyska u bydła. (Efficacy of oxytetracycline and tetracycline-benzylidamine in the prevention of infection after placental retention in cattle). Vet. Rec. 133, 394-395, 1993 (16)

Zakażenia macicy stanowią jedną z głównych przyczyn strat w chowie bydła. Powodują one obniżenie przyrostów masy ciała, spadek wydajności mleka i zaburzenia płodności poprzez wydłużenie okresu czasu pomiędzy wycieleniem a zapłodnieniem, a także poprzez konieczność powtarzania krycia. U 150 krów, u których wystąpiło zatrzymanie łożyska porównano skuteczność profilaktyczną domacicznego stosowania oksytetracykliny i kombinacji oksytetracykliny z benzylidaminą. Chlorowodorek oksytetracykliny (terrarnycyna) stosowano w dawce 2 g/dzień aż do czasu wydalenia łożyska, zaś pesaria zawierające chlorowodorek oksytetracykliny (1,6) z benzylidaminą (0,4 g) podawano domacicznie czterokrotnie w ciągu doby do czasu wydalenia łożyska. U 16% krów leczonych oksytetracykliną i 12% kombinacją tego antybiotyku z benzylidaminą oraz u 76% krów nie leczonych wystąpiło zapalenie macicy. Leczenie zapobiegało więc skutecznie zakażeniom bakteryjnym u krów z zatrzymaniem łożyska.