

JANUSZ ZBYLUT, JĘDRZEJ M. JAŚKOWSKI

# Współczesne metody synchronizacji rui u krów mięsnych

Pracownia Biotechniki Rozrodu Zwierząt Państwowego Instytutu Weterynaryjnego Oddział w Bydgoszczy,  
Al. Powstańców Wlkp. 10, 85-090 Bydgoszcz

W ostatnich latach obserwuje się w kraju, szczególnie w województwach północno-wschodniej Polski, dynamiczny wzrost pogłowia bydła mięsnego. W krótkim czasie populacja aktywna zwiększyła się z kilkuset do ponad trzech tysięcy sztuk (1).

Bydło mięsne wypasane jest przeważnie na rozległych terenach trawiastych. W tych warunkach wykrywanie rui przez personel może być mniej dokładne niż z reguły w mniejszych stadach krów mlecznych. Pewną charakterystyczną odmiennością jest u krów ras mięsnych sezonowe *anestrus*. Jak wynika z obserwacji Ducrot i wsp. (9) w miesiącach jesienno-zimowych rui nie przejawia 23% krów wieloródek i 51% pierwiastek ras mięsnych hodowanych we Francji. Cykliczną aktywność jajników podczas pierwszych trzech miesięcy po wycieleniu blokuje lub zmniejsza także typowe dla krów mięsnych utrzymywanie cieląt ssących przy matkach. Znajomość tych faktów sprzyja poszukiwaniu skutecznych, uzasadnionych ekonomicznie metod ingerencji w cykl rujowy, które pozwalałyby na skrócenie obserwacji oraz nakładu pracy podczas wykrywania rui, możliwość wykorzystania najlepszych reproduktorów męskich, a tym samym poprawy wartości hodowlanej stada, koncentrację pokryć i porodów, a jednocześnie zwiększenie jednolitości grup produkowanych cieląt, skrócenie okresu krycia u krów i in. Sztuczna kontrola cyklu rujowego wykorzystywana jest także przy synchronizacji dawczyń i biorczyń w programach przenoszenia zarodków czy prowokowania rui u krów z *anestrus*. Synchronizację i indukcję rui oraz indukcję i synchronizację owulacji zapewnia stosowanie określonych środków farmakologicznych (13).

U krów mięsnych, których jajniki przejawiają cykliczną aktywność, cykl rujowy może być regulowany przez zastosowanie prostaglandyn. Prostaglandyny podane między 6 a 16 dniem cyklu rujowego powodują regresję ciała żółtego, która kończy fazę lutealną. Rozpoczyna się nowa faza – pęcherzykowa, w której zwierzęta wykazują ruję i owulację. Dla synchronizacji grup zwierząt, które znajdują się w nieznannej fazie cyklu rujowego, jedna iniekcja jest niewystarczająca. W związku z tym podaje się drugą iniekcję po upływie 11-14 dni tj. w okresie, w którym teoretycznie wszystkie zwierzęta powinny mieć na jajnikach aktywne wydzielniczo ciało żółte. Z licznych obserwacji wynika, że po podaniu prostaglandyn ma miejsce, duża indywidualna zmien-

ność w terminie występowania rui (10, 24). Niejednorodność odpowiedzi po podaniu prostaglandyny w dużym stopniu zależy od fazy cyklu rujowego, w której aplikowany jest preparat.

Podanie prostaglandyny we wczesnej fazie lutealnej przypadającej na 5-9 dzień cyklu rujowego przyspiesza termin pojawienia się rui, podczas gdy jej aplikacja w późnej fazie lutealnej 10-15 dnia, opóźnia termin wystąpienia rui (1). Jak wynika z najnowszych badań, w których do obserwacji rozwoju fal pęcherzykowych używano ultrasonografu, termin pojawienia się rui i owulacji zależy może istotnie od charakterystycznej dynamiki pęcherzyków międzyrujowych. Z obserwacji Savio i wsp. (25) oraz innych autorów (17, 26) wynika, że podczas każdego cyklu rujowego pojawiają się dwie lub trzy charakterystyczne fale wzrostu pęcherzyków jajnikowych. W cyklu podczas którego obserwuje się dwie fale wzrostu pęcherzyków dominacja pęcherzyka pierwszej fali ma miejsce przeciętnie w 6-8 dniu cyklu rujowego. Pęcherzyk ten przez krótki czas pozostaje w fazie spoczynku, następnie zaś stopniowo ulega regresji. Regresja pęcherzyka zbiega się z rozpoczęciem nowej fali pęcherzykowej, która pojawia się około 9 dnia cyklu. Pęcherzyk dominujący drugiej fali ulega owulacji podczas kolejnej rui. W cyklu, na który składają się trzy fale pęcherzykowe, pęcherzyki dominujące pojawiają się częściej. O ile iniekcja prostaglandyny przypadnie w okresie wzrostu pęcherzyka dominującego, jak to może mieć miejsce podczas synchronizowania rui dwukrotną iniekcją prostaglandyny, ruja pojawi się w ciągu 48-60 godzin. Wcześniej wystąpi także owulacja. O ile jednak pęcherzyk dominujący znajduje się w fazie regresji, jest zatem niewrażliwy na endogeny hormon luteinizujący (LH), ruja i owulacja wystąpią później. Opóźnienie to wynika z naturalnej dynamiki wzrostu i owulacji kolejnej fali pęcherzykowej (12, 30). Ponieważ przedział czasu, w którym występuje ruja u jałowic jest węższy niż u krów, stosuje się ściśle ustalony czas inseminacji przypadający na 72 i 96 godzinę po iniekcji prostaglandyny. U wieloródek korzystniejsze wyniki zacielenia daje unasiennianie zgodnie z objawami rui.

Synchronizacja rui z zastosowaniem prostaglandyny wymaga spełnienia kilku powszechnie znanych warunków. Jałowice powinny osiągnąć minimum 60% masy ciała dojrzałej samicy, co gwarantuje z

jednej strony występowanie cyklu rujowego, a tym samym skuteczność działania prostaglandyny, z drugiej donoszenie ciąży. Krowy powinny cechować dobrą kondycją oraz nie powikłany przebieg porodu i okresu poporodowego. Warunkiem podstawowym zarówno u jałowic jak i krów jest podjęcie cyklicznej aktywności przez jajniki.

Najczęściej ruję synchronizuje się przy pomocy dwukrotnej iniekcji prostaglandyny podanej domięśniowo w 11 lub 14 dniowym odstępie. Odsetek krów wykazujących ruję może być wyższy o ile 8 godzin po podaniu pierwszej dawki prostaglandyny podana zostanie jej dodatkowa dawka (2).

Osiągnięcie określonego stopnia synchronizacji rui u krów mięsnych możliwe jest dzięki zastosowaniu różnych systemów synchronizacji. O wyborze konkretnego programu decydują koszty jego wprowadzenia. Podstawowe wersje programów synchronizacji rui z zastosowaniem prostaglandyny przedstawił Kiracofe (16). Pierwszy z nich zakłada synchronizację wszystkich krów przejawiających cykl rujowy podczas pięciodniowego okresu przy pomocy dwóch iniekcji prostaglandyny. Podanie prostaglandyny gwarantuje pojawianie się rui u 45% krów w trzecim dniu po iniekcji prostaglandyny, w drugim i czwartym – 20% natomiast w pierwszym i piątym odpowiednio 5 i 5,5%. U pozostałych zwierząt ruja rozpoczyna się później lub nie występuje.

Drugi program skupia unasielenia w przedziale 10 dni. Program ten może być stosowany w stadach, w których podczas pięciodniowej obserwacji wykazało ruję przynajmniej 20% krów. Jednokrotne podanie prostaglandyny w takim stadzie pozwala w ciągu tego krótkiego okresu unasielić taką samą liczbę krów jak podczas cyklu 21 dni. Powodzenie programu zależy m.in. od poziomu rozrodu w stadzie. O ile podczas pięciodniowego okresu poprzedzającego podanie prostaglandyny latowało się bądź było unasielanych przynajmniej 20% krów, szansa na powodzenie jest znaczna.

Program trzeci wymaga jednej iniekcji prostaglandyny i powoduje jednorazowy wzrost liczby krów wcześniej inseminowanych. Rui oczekiwać należy w ciągu 5 dni u maksymalnie 75% krów, u których stwierdza się aktywność lutealną jajników.

Program czwarty opiera się na dwóch iniekcjach prostaglandyny podanych w 6-dniowych odstępach.

W pierwszych trzech programach inseminacja zalecana jest w ściśle określonym czasie – dwukrotnie w 72 i 96 godzinie po iniekcji prostaglandyny lub raz w 80 godzinie. W programie czwartym inseminacja w ściśle określonym czasie po drugiej iniekcji prostaglandyny może być jednak nieskuteczna, ponieważ drugą iniekcję otrzymują m.in. krowy, które nie wykazały rui po iniekcji pierwszej.

Nową, oryginalną metodę synchronizacji rui u krów zaproponowali ostatnio Pursley i wsp. (21). Metoda ta wykorzystuje wyniki badań ultrasonogra-

ficznych nad dynamiką fal pęcherzykowych podczas cyklu rujowego. Rajamehendran i wsp. (22, 23) oraz Sianganama i wsp. (27) wykazali, że iniekcja gonadotropiny kosmówkowej (hCG) lub gonadoliberyny (GnRH) w dniu wyłonienia się pęcherzyka dominującego powoduje jego owulację oraz pojawienie się dodatkowego, aktywnego ciała żółtego. Metoda ta zakłada iniekcję GnRH w dowolnym dniu cyklu rujowego. Jej celem jest spowodowanie owulacji pęcherzyka dominującego i wytworzenie w jego miejscu dodatkowego ciała żółtego. Siedem dni po iniekcji GnRH zalecana jest domięśniowa aplikacja 35 mg naturalnej prostaglandyny (Lutalyse) a następnie – 48 godzin po jej iniekcji kolejna dawka GnRH. Inseminację należy przeprowadzić 24 godziny później. Ultrasonograficzna kontrola jajników wykazała, że spośród 20 krów mlecznych poddanych synchronizacji u 18 wywołano owulację pęcherzyka przeciętnie 24 do 32 godzin po drugiej iniekcji GnRH. Wskaźnik zacieleń wyniósł 50%. Niewątpliwą zaletą programu było skrócenie okresu synchronizacji krów do 10 dni, eliminacja ewentualnych problemów związanych z koniecznością wykrywania rui oraz stosunkowo wysoki odsetek zacielonych samic. Wyższą skuteczność zacieleń uzyskali Twagiramungu i wsp. (32), którzy przedstawiony system zastosowali u 115 krów i jałowic mięsnych. Inseminowali oni samice 54 godziny po iniekcji prostaglandyny, podając jednocześnie jednej grupie krów iniekcję cystoreliny (GnRH). Ten sposób postępowania zapewnił 57,1% zapłodnialność w grupie otrzymującej GnRH, w kontrolnej natomiast 48,7%. Autorzy podkreślają, że unasielenie w ściśle określonym terminie po podaniu prostaglandyny gwarantuje u krów mięsnych wskaźnik zacieleń zbliżony do uzyskiwanego po inseminacji przeprowadzanej 12 godzin po pojawieniu się pierwszych objawów rui. Podobne rezultaty uzyskiwali Silcox i wsp. (28) u krów mlecznych. Nie wszyscy jednak podzielają powyższe opinie. Stevenson i wsp. (29) uważają, że aplikacja GnRH przed podaniem prostaglandyny nie wywierała korzystnego wpływu na wyniki zacieleń u krów w ten sposób przygotowywanych w porównaniu do samic otrzymujących wyłącznie dwie iniekcje prostaglandyny w 14 dniowym odstępie.

Innym zalecanym obecnie sposobem synchronizacji rui u bydła mięsnego jest podawanie syntetycznych gestagenów. Ich szersze wykorzystanie wiąże się z jednej strony ze stosunkowo małym nakładem pracy przy ich zadawaniu lub instalowaniu, z drugiej znacznie rozszerza możliwości sterowania rozrodem, obejmując nie tylko zwierzęta przejawiające cykl rujowy, jak ma to miejsce przy stosowaniu prostaglandyn, ale i samice nie wykazujące rui. U tych samic występują wprawdzie fale pęcherzykowe, jednak niedostatek FSH nie pozwala na dominację jednego z pęcherzyków. W efekcie upośledzo-

na jest także produkcja estradiolu przez pęcherzyki. Niedostatek estradiolu ujemnie wpływa na syntezę LH co w konsekwencji może hamować proces owulacji. Początkowo gestageny podawano wyłącznie doustnie, głównie w postaci octanów (MGA, CAP, MAP itp.). Programy te zakładały długotrwałą (14-18 dniową) lub krótkotrwałą (7 dniową) aplikację preparatów (3, 5, 6). Tę ostatnią łączono z iniekcją prostaglandyny w 6 dniu trwania programu. Mankamentem obu programów była – przy wysokim odsetku samic wykazujących ruję – niska zapłodnialność (3, 6). Niepowodzenia przy zacieleniu zwierząt karmionych gestagenami powodowane były powstawaniem dużych przetrwałych pęcherzyków warunkujących wysoki poziom estrogenów w tych przypadkach, w których podawanie gestagenów rozpoczynano przy braku funkcjonalnego ciała żółtego (7, 8). Jak wynika z badań Kastelica i wsp. (14) połączenie krótkotrwałego podawania gestagenów z iniekcją estradiolu w momencie rozpoczynania programu sprzyja poprawie wyników zacielen u krów. Jeszcze lepsze wyniki zacielen uzyskiwano łącząc iniekcję estradiolu z podaniem progesteronu, zapobiegającego wyrzutowi LH u krów nie wykazujących aktywnego ciała żółtego.

Obecnie gestageny podawane *per os* coraz częściej zastępowane są prostymi w użyciu dopochwowymi wkładkami silikonowymi nasyconymi progesteronem (CIDR lub PRID) lub dousznymi implantami syntetycznej pochodnej progesteronu – norgestometu (Crestar, Synchronate B). Zastosowanie tych preparatów zapewnia stałą sekrecję egzogenego progesteronu. Jego usunięcie naśladuje naturalne, przedowulacyjne obniżenie stężenia progesteronu we krwi, zapoczątkowując ruję i owulację.

W celu zapewnienia naturalnej regresji ciała żółtego, progestageny w tzw. synchronizacji wiązanej stosowane są z prostaglandynami podawanymi w dniu usunięcia preparatu lub estradiolem aplikowanym w dniu wprowadzenia implantu lub wkładki. Postępowanie takie może mieć miejsce także po upływie 24 godzin. Estradiol nie tylko skraca okres utrzymywania się ciała żółtego ale wywiera istotny wpływ na dynamikę pęcherzyków jajnikowych.

Na ogół wszyscy zgodnie podkreślają, że stosowanie syntetycznych gestagenów gwarantuje pojawianie się rui u wysokiego odsetka krów. Orihuela i wsp. (20) donoszą, że po zastosowaniu dousznych implantów norgestometu ruję obserwowano u 95% krów, podczas gdy po iniekcji prostaglandyny u 54%. Podobne wyniki uzyskiwali Brink i wsp. (5) oraz Kiracofe (16). Pewnym problemem jednak mimo dobrego zsynchronizowania rui pozostaje stosunkowo niska zapłodnialność w rui następującej bezpośrednio po usunięciu implantu. Z licznych badań wynika, że odsetek zacielenych krów w pierwszej rui po usunięciu implantu wynosi od 18 do 40%. Wprowadzenie iniekcji prostaglandyny w dniu usu-

nięcia implantu wyraźnie zwiększa liczbę krów wykazujących ruję oraz zacielenych. Z badań Kinga i wsp. (15), którzy porównywali stopień zsynchronizowania krów oraz wyniki zacielen podczas jednego sezonu wynika, że zastosowanie prostaglandyny po 9 dniowej kuracji norgestometem pozwalało osiągnąć 74,5% skuteczność zacielen, podczas gdy po użyciu samego norgestometu – 62,7%. Dodatkowo zastosowanie w sezonie rozrodczym iniekcji gonadotropiny żrebnej klaczy (PMSG) bezpośrednio po usunięciu implantu wpływało korzystnie na dojrzewanie pęcherzyków oraz owulację, szczególnie u krów mięsnych. Wyższy stopień synchronizacji i wcześniejsze występowanie rui uzyskiwano podając 48 godzin przed usunięciem implantu iniekcję prostaglandyny. Z kolei podanie hCG w 4 dniu po wprowadzeniu implantu powoduje eliminację pęcherzyka dominującego. Powoduje to maksymalną synchronizację nowej owulacji, mającej miejsce po usunięciu w 10 dniu implantu (19).

Dopochwowe wkładki CIDR z kapsułą CIDI-ROL w typowym programie zakłada się najczęściej na 10 dni. W 6 dniu podawana jest iniekcja 1/2 dawki prostaglandyny. Inseminację przeprowadza się w ustalonym czasie między 48 a 52 godziną po usunięciu wkładki. Objawy rujowe przejawia ponad 90% zwierząt, zaś wskaźnik ciąży dla ustalonego czasu inseminacji może osiągać 65%. Program ten z pełną dawką prostaglandyny podawanej w 6 dniu jest także przydatny u karmiących krów mięsnych. Tym niemniej lepsze rezultaty są osiągnięte przy inseminacji w wykrytej rui.

Druga możliwość zakłada wprowadzenie wkładki CIDR z CIDIROLEM na 7 dni. Iniekcję prostaglandyny podaje się w 6 dniu. Iniekcja 2 ml CIDI-ROLU (1 mg benzoesanu estradiolu) 24 godziny po usunięciu wkładki. Odpowiedź ponad 90%, osiągnięte wskaźniki zacielen to 60% u krów i 65% u jałowic.

W celu uzyskania jeszcze bardziej precyzyjnego zsynchronizowania cyklu rujowego Tribulo (31) proponuje podanie dodatkowej dawki estradiolu 1-2 dni po wprowadzeniu wkładek progesteronu. Jak wynika z badań Bo i wsp. (4) estradiol podany 24 godziny po wprowadzeniu implantu progesteronowego może kontrolować i zsynchronizować rozwój poszczególnych fal pęcherzyków. I tak podanie estradiolu w 3 dniu cyklu rujowego przyspiesza pojawienie się kolejnej fali pęcherzykowej, natomiast w 9 dniu hamuje rozwój pęcherzyka dominującego drugiej fali i pojawianie się trzeciej fali pęcherzyków jajnikowych. W ten sposób możliwe staje się precyzyjniejsze określenie zarówno terminu wystąpienia rui jak i owulacji.

Ze wstępnych badań przeprowadzonych na jałowicach mięsnych wykazano, że po wprowadzeniu CIDR-B na 7 dni oraz po iniekcji 100 mg progesteronu i 5 mg estradiolu 17- beta w momencie wpro-

wadzenia wkładki u 75% samic stwierdzono ultrasonograficznie owulację w ciągu 72 do 84 godzin. W kolejnych eksperymentach starano się ocenić, który sposób synchronizacji rui zapewnia najmniejszą zmienność w pojawianiu się rui i owulacji. Stosunkowo najmniejszą zmienność w terminach występowania rui (93% jałowic w rui do 48 godzin po usunięciu wkładki CIDR) uzyskano wówczas kiedy wkładkę wprowadzano na 10 dni, aplikując dzień po wprowadzeniu CIDR iniekcją 5 mg estradiolu 17 beta. CIDR pozostawiony na 9 dni i połączony z iniekcją estradiolu jak również wkładka ulokowana na dwa tygodnie sprzyjały istotnemu różnicowaniu występowania rui. Za dodatkową iniekcją estradiolu po wprowadzeniu dopochwowych wkładek CIDR przemawiają także badania przeprowadzone na krowach rasy Brahman. Stopień zsynchronizowania rui był istotnie wyższy u tych samic, którym na 9 dni wprowadzono CIDR, podając 12 lub 24 godziny później iniekcję estradiolu. Synchronizacja rui przy pomocy dwóch iniekcji prostaglandyny, lub CIDR wprowadzonym na 14 dni była mniej efektywna (31). Z najnowszych badań wynika, że synchronizacja fal pęcherzyków u krów mięsnych poddanych działaniu CIDR była najlepsza po podaniu estradiolu i progesteronu, gorsza natomiast po iniekcji GnRH lub po usunięciu pęcherzyka dominującego (18).

### Piśmiennictwo

1. Alan M., Coyan K., Aksoy M., Tekeli T., Isik K., Sezan S.: Tierärztl. Umsch. 48, 587, 1993.
2. Archbald L. F., Constant S., Tran T., Risco C., Klapstein E., Elliot J.: Theriogenology, 42, 773, 1994.
3. Beal W. E., Chenault J. R., Day M. L., Corah L. R.: J. Anim. Sci. 66, 599, 1988.
4. Bo G. A., Caccia M., Martinez M., Adams G. P., Pierson R. A., Mapletoft R. J.: Theriogenology 41, 165, 1994.

**BROWN D. C., CONZEMIUS M. G., SHOFER F., SWANN H.: Ocena epidemiologiczna zakażeń ran pooperacyjnych u psów i kotów. (Epidemiologic evaluation of postoperative wound infections in dogs and cats). J. Amer. Vet. Med. Ass. 210, 1302-1306, 1997 (9)**

W celu określenia stopnia zakażenia poddano analizie 1574 rany pooperacyjne u 1255 psów i kotów. W ocenie uwzględniono umiejscowienie rany, stan odżywienia zwierzęcia, czas trwania i rodzaj operacji, stopień zanieczyszczenia rany, ciśnienie krwi, występowanie zakażenia w innych partiach ciała, stosowanie antybiotyków lub leków immunosupresyjnych. W okresie roku w którym przeprowadzono analizę 5,5% ran uległo zakażeniu. Ze 1146 ran czystych uległo zakażeniu 54 (4,7%), z 259 ran częściowo zanieczyszczonych zakażenie wystąpiło w 13 (5,0%) ranach. Zakażeniu uległo 12% ran zanieczyszczonych i 10,1% ran silnie zanieczyszczonych. U 4,4% zwierząt z ranami niezanieczyszczonymi u których nie zastosowano antybiotyków wystąpiło zakażenie. U zwierząt z ranami niezanieczyszczonymi u których zastosowano antybiotyk w okresie okołoperacyjnym 2,2% ran uległo zakażeniu. Ryzyko zakażenia rany wzrasta wraz z wydłużeniem czasu trwania zabiegu operacyjnego.

5. Brink J. T., Kircofe G. H.: Theriogenology 29, 513, 1988.
6. Brown L. N., Odde K. G., King M. E., LeFever D. G.: Theriogenology 30, 1, 1988.
7. Coleman D. A., Bartol F. F., Riddell M. G.: J. Anim. Sci. 68, 3300, 1990.
8. Custer E. E., Beal W. E., Wilson S. J., Meadows A. W., Berardinelli J. G., Adair R.: J. Anim. Sci. 72, 1282, 1994.
9. Ducrot C., Grohn Y. T., Humblot P., Bugnard F., Sulpice P., Gilbert R. O.: Theriogenology 42, 753, 1994.
10. Desaulniers D. M., Guay P., Vaillancourt D.: Theriogenology 34, 667, 1990.
11. Grodzki H., Hutnikiewicz I. M., Jasiowski H., Kijak Z., Pisula A., Puchajda Z., Urban R., Wajda S., Zięba S.: Produkcja i rynek kulinarnego mięsa wolowego. Olsztyn, Phare 1995.
12. Jaśkowski J. M.: Magazyn Wet. 5, 19, 1996.
13. Jaśkowski J. M.: Przegląd hod. 58, 19-21, 1990.
14. Kastelic J. P., McCartney D. H., Olson W. O., Barth A. D., Garcia A., Mapletoft R. J.: Theriogenology 46, 1295, 1997.
15. King M. E., Holland M. D., Mauck H. S., LeFever D. G., Odde K. G.: Theriogenology 30, 785, 1988.
16. Kircofe G. H.: Compendium Food Animal. 10, 57, 1988.
17. Ko J. C., Kastelic J. P., Del Campo M. R., Ginther O. J.: J. Reprod. Fert. 91, 511, 1991.
18. Martinez M. F., Bergfelt D. R., Adams G. P., Kastelic J. P., Mapletoft R. J.: Theriogenology 47, 145, 1997.
19. Niasari-Naslaji A., Jillella D., Fenwick D., Kiner J. E., D'Occhio J. D. M.: Theriogenology 46, 1451, 1997.
20. Orihuela A., Galina C. S., Duchateau A.: Theriogenology 32, 755, 1989.
21. Pursley J. R., Mee M. O., Wiltbank M. C.: Theriogenology 44, 915, 1995.
22. Rajamahendran R., Calder M. D.: Theriogenology 40, 99, 1993.
23. Rajamahendran R., Sianangama P. C.: J. Reprod. Fert. 95, 577, 1992.
24. Roslanowski K.: Medycyna Wet. 31, 493, 1975.
25. Savio J. D., Keenan L., Boland M. P., Roche J. P.: J. Reprod. Fert. 83, 663, 1988.
26. Savio J. D., Thatcher W. W., Badinga L., de la Sota R. L., Wolfenson D.: J. Reprod. Fert. 97, 197, 1993.
27. Sianangama P. C., Rajamechdran R., Harvey-Clark C.: Theriogenology 41, 293, 1994.
28. Silcox R. W., Boden B. K., Farnsworth J. H.: J. Anim. Sci. 73, suppl. I. 304, 1995.
29. Stevenson J. S., Kobayashi Y., Shipka M. P., Rauchholz K. C.: J. Dairy Sci. 79, 402, 1996.
30. Stock A. E., Stolla R.: Tierärztl. Umsch. 50, 543, 1995.
31. Tribulo H. E., Bo G. A., Kastelic J. P., Pavlyshyn V., Barth A. D., Mapletoft R. J.: Theriogenology 43, 340, 1995.
32. Twagirumungu H., Roy R. L., Laverdiere G., Dufour J. J.: Theriogenology 43, 341, 1995.

Adres autora: lek. wet. Janusz Zbylut, Al. Ossolińskich 4/1A, 85-093 Bydgoszcz

**HOPKINS B. A., OLSON LE ROY D.: Porównanie żywej niezjadliwej szczepionki PM-1 i CV przeciwko cholercie drobiu u indyków. (Comparison of live avirulent PM-1 and CV fowl cholera vaccines in turkeys). Avian Diseases 41, 317-325, 1997(2)**

Żywą niezjadliwą szczepionkę opartą o szczep *Pasteurella multocida* PM-1 namnożony na bulionie z wyciągiem z mózgu i serca porównano ze szczepionką CU (Clemson University). Szczepionka CU stosowana w wodzie pitnej jest oparta o żywy niezjadliwy szczep *P. multocida* o dużej immunogenności. Jednakże u indycząt z immunosupresją względnie w stadach w których warunki hodowli sprzyjają zachorowaniom, zwiększa się odsetek indycząt padłych po szczepieniu. Szczepionki PM-1 oraz CU podawano indyczętom w wieku 7 tygodni przez okres 12 godzin z wodą pitną. Zarówno działanie ochronne na zakażenie zjadliwym szczepem *Pasteurella* jak i odsetek ptaków padłych po szczepieniu nie zależał od rodzaju użytej szczepionki. Występowała wyraźna korelacja pomiędzy wysokością miana aglutynin w odczynie mikroaglutynacji po tygodniu po szczepieniu a przeżywalnością po zakażeniu doświadczalnym. Szczepionki wpływały negatywnie na przyrosty masy ciała.