

ANDRZEJ BIELAŃSKI
Kraków

Przeszczepianie zarodków u bydła

Spośród licznych nowoczesnych technik w rozrodzie zwierząt gospodarskich przeszczepianie zarodków staje się coraz bardziej stosowaną metodą w hodowli bydła.

Sama idea przeszczepiania zarodków nie jest nowa. Pierwszego udanego przeszczepiania zarodków dokonał Heape (32) u królika na Uniwersytecie w Cambridge w 1890 r. Jednakże na przeprowadzenie podobnego udanego zabiegu trzeba było czekać aż do 1951 r. (52). Po tym okresie wraz z rozwojem popularności unasienniania bydła rozpoczęto intensywne badania nad możliwością zastosowania przeszczepiania zarodków w hodowli bydła jako metody służącej do szybkiego zwiększenia populacji i polepszenia potencjału genetycznego (23).

Głównym ośrodkiem eksperymentów stał się Uniwersytet w Cambridge, dając podstawy do badań wielu innym ośrodkom na świecie. W ostatnich latach wzrost zainteresowania na rynkach światowych rasami bydła tzw. „egzotycznego” jak Limousin, Gelveih, Maine-Anjou, Charolais przy równoczesnych ograniczeniach importowych dały podstawy do stworzenia szeregu klinik głównie w Kanadzie, Stanach Zjednoczonych, Australii i Wielkiej Brytanii zajmujących się wyłącznie zabiegami przeszczepiania zarodków dla celów usługowych. Mimo małej doskonałości techniki przeszczepiania i nie najlepszych rezultatów, proceder jest opłacalny, wobec przedstawionej sytuacji rynkowej. Koszt zabiegu jest bardzo wysoki i aktualnie np. w Kanadzie wynosi 2 tys. dol. plus następne 2 tys. dol. w przypadku pozytywnego wyniku. Kliniki zajmujące się zawodowo przeszczepianiem zarodków u bydła zrzesza międzynarodowe towarzystwo (International Embryo Transfer Society) z siedzibą w Nebrasce w Stanach Zjednoczonych.

Do głównych korzyści wynikających z zastosowania przeszczepiania zarodków u bydła między innymi należy wymienić: poprawę genetyczną wartościowego materiału żeńskiego, zwiększenie liczby potomstwa od jednej matki w ciągu roku, możliwość otrzymania bliźniąt i cieląt ras mięsnych od krów ras mlecznych, uzyskanie jednakowych zwierząt do badań naukowych. Innymi zagadnieniami ściśle powiązаныmi z problemem jest przechowywanie zarodków w niskich temperaturach i kontrola płci.

Metoda przeszczepiania zarodków polega na pobieraniu ich (przed okresem implantacji) z układu rozrodczego tzw. dawcy a następnie przeniesieniu ich do dróg rodnych innej samicy tego samego gatunku (biorcy), u której na-

stępuje dalszy rozwój zarodka aż do wycielenia. Na całość metody składa się szereg etapów ściśle ze sobą powiązanych i uzależniających uzyskanie pozytywnych efektów. Do najważniejszych z nich należy: hormonalne przygotowanie dawcy, technika pozyskiwania i konserwacji zarodków, przygotowanie biorcy oraz technika przeszczepiania.

Jajniki bydła zawierają około 700 000 pęcherzyków pierwotnych (15) i liczba ich pozostaje stała aż do 4 roku życia, a następnie zaczyna się zmniejszać. W czasie normalnego cyklu rujowego owuluje jeden lub dwa pęcherzyki Graafa. Poprzez odpowiednią stymulację jajników na drodze hormonalnej można wywołać zjawisko superowulacji, a tym samym zwiększyć znacznie liczbę zapłodnionych komórek jajowych pozyskiwanych od jednej krowy. Szereg badaczy wywołuje superowulację poprzez podawanie podskórne lub domięśniowe hormonów gonadotropowych FSH lub PMS. Gonadotropina PMS zwykle jest podawana w 16 dniu cyklu rujowego w ilościach 1000—3000 j.m. (13, 17, 40). Efekt po takim traktowaniu zwierząt jest bardzo różny i zależy od dawki hormonu, indywidualnej wrażliwości zwierzęcia, pory roku, a nawet serii lub firmy produkującej specyfik (2, 10, 20). Liczba uzyskanych owulacji w jajnikach może wynosić od kilku do ponad stu. Pomimo możliwości otrzymania tak znacznej liczby owulujących pęcherzyków ilość pozyskiwanych komórek jajowych jest znacznie mniejsza. Both i wsp. (9) stwierdzili, iż u niektórych krów w wyniku stosowania preparatów PMS występuje zjawisko hyperstymulacji jajników, polegające na dojrzewaniu pęcherzyków Graafa, z których pewien procent nie ulega owulacji. W konsekwencji, dochodzi do wzrostu poziomu hormonów estrogennych, co odbija się na transporcie komórek jajowych lub też powoduje uszkodzenie ich osłonek przejrzystych. Od takich zwierząt uzyskuje się zmniejszoną liczbę komórek jajowych. Z danych piśmiennictwa wynika, że od jednego zwierzęcia po zabiegu superowulacji uzyskuje się około 10 komórek jajowych, z czego liczba zapłodnionych wynosi 4 (18, 19, 24). Niektórzy badacze w celu uzyskania lepszego przygotowania hormonalnego zwierząt stosują kombinacje hormonów PMS, estradiolu i HCG (18, 19). Ostatnio coraz częściej zwierzęta po podaniu PMS traktuje się prostaglandyną PGF₂ lub jej analogami w celu uzyskania szybszego efektu luteolitycznego (14, 44). Ruja po opisanych zabiegach jest oczekiwana na 4—5 dzień. Zwierzęta są kryte lub unasienniane często nasieniem świeżym, co wg niektórych autorów ma

dać większą liczbę zapłodnionych komórek jajowych (27) w porównaniu z nasieniem mrożonym.

Wywołanie superowulacji jest również możliwe u niedojrzałych jałówek. Reagują one łatwiej na podany PMS i uzyskuje się większą liczbę owulacji niż w przypadku osobników dojrzałych płciowo (21, 31, 43). Ze względu jednak na trudności w pozyskiwaniu zarodków spowodowanego małymi rozmiarami narządów rozrodczych, rzadziej zwierzęta tego typu są używane do eksperymentów.

Powtarzanie zabiegu podawania gonadotropiny PMS u tych samych sztuk powodować może wytworzenie się przeciwciał (29), a tym samym zmniejszoną reakcję na hormon, jednakże trzykrotny zabieg jest praktykowany (5).

Inną metodą stwarzającą możliwości uzyskania znacznej liczby potomstwa od jednego dawcy jest podział zarodka w stadium 2—8 blastomerów na poszczególne indywidualne fragmenty (22, 28). Każdy z wyosobnionych blastomerów po odpowiednim przygotowaniu, podlega dalszemu rozwojowi u biocy, jak to ma miejsce w przypadku pojedynczej komórki jajowej. Ta metoda, jakkolwiek pozostaje w fazie eksperymentalnej, stwarza potencjalną szansę otrzymania setek cieląt od jednej krowy.

Zabieg pozyskiwania zarodków od dawcy polega na wypłukiwaniu ich z jajowodów lub macicy zależnie od czasu, który upłynął od momentu owulacji. Komórki jajowe u bydła osiągną macicę zwykle w stadium 8—12 blastomerów, około 5 dnia po owulacji. W warunkach *in vivo* najczęściej stosowaną metodą pozyskiwania zarodków jest zabieg chirurgiczny poprzez wykonanie laparotomii w linii białej i ułożeniu grzbietowym zwierzęcia. Po wykonaniu cięcia długości 15—20 cm rogi macicy są zbliżane do rany. Następnie od strony jajnika wprowadza się do jajowodu kaniulę, przez którą wstrzykuje się kilkanaście ml płynnego medium w kierunku rogów macicy (40). Komórki jajowe wraz z medium zbierane są do odpowiedniego naczynka poprzez otwór powstały z nacięcia ściany rogów macicznych. Każdy z rogów macicznych przepłukiwany jest w ten sposób osobno, a powtórzenie kilkakrotnie zabiegu zwiększa liczbę uzyskanych komórek jajowych (5).

Próby nie wymagające chirurgicznej interwencji „non-surgical” w celu uzyskania komórek jajowych podejmowano na przestrzeni wielu lat, jednak nie znalazły rozwiązania nadającego się już obecnie dla praktyki. Kilku autorów opisało instrumenty stosowane przy posługiwaniu się tą metodą (13, 34, 48, 49). Urządzenia te, zwykle w formie zmodyfikowanych cewników metalowych lub z tworzyw sztucznych były wprowadzane przez pochwę do rogów macicy.

We wszystkich opisanych przypadkach komórki jajowe po uzyskaniu ich od dawcy prze-

noszone są w płynach fizjologicznych do laboratorium, gdzie pod mikroskopem stereotaktycznym dokonuje się ich oceny pod względem ilości i wyglądu morfologicznego. W zasadzie dla celów przeszczepiania przeznacza się zarodki wykazujące prawidłowe podziały, jednak z różnych eksperymentów wynika, że niektóre zarodki o nieprawidłowych podziałach mogą podlegać dalszemu rozwojowi w organizmie biocy (14).

Ścisłe warunki aseptyczne podczas zabiegów pozyskiwania zarodków jak i w czasie dalszego postępowania warunkują dalszy ich rozwój. Bardzo ważnym czynnikiem jest utrzymanie stałej temperatury środowiska, w którym przebywają zarodki. Płyny używane do wypłukiwania, konserwacji i przeszczepiania zarodków mają ten sam lub zbliżony skład chemiczny. W większości przypadków są to roztwory soli fizjologicznych, albuminy i antybiotyków. Media takie jak płyn pęcherzykowy czy surowica bydła okazały się mało przydatne (46). Rowson i wsp. (40) stosując jako medium surowicę bydła na 33 przeszczepione zarodki nie uzyskał ani jednej rozwijającej się ciąży. Obecnie coraz częściej stosuje się syntetyczne standardowe medium o nazwie TMC 199 (Tissue Medium Culture) lub jego modyfikacje. Zarodki przechowywane są w nim w warunkach stałego pH około 7,2 i zwykle w temperaturze 37°C (5, 14, 40) aż do chwili przeszczepienia ich do macicy krowy biocy. Również narządy rozrodcze królika mogą służyć z powodzeniem jako „żywy inkubator” do przechowywania zarodków bydła lub śledzenia ich rozwoju (24, 46, 54).

Czas przechowywania zarodków w temperaturach dodatnich jest znacznie ograniczony i wynosi najwyżej kilka godzin. Podczas prób ochładzania zarodków do temperatur blisko 0°C okazało się, że stadium zarodka ma wpływ na jego dalsze przeżywanie. Wg badań Trounson'a i wsp. (51) 32% zarodków w stadium moruli przeżywało oziębianie w zakresie 7,5°C—0°C, podczas gdy tylko 7% w stadium blastocysty.

Prace nad konserwacją zarodków w niskich temperaturach (−196°C) po wielu próbach zostały uwieńczone sukcesem na Uniwersytecie w Cambridge. Pierwsze cielęta po zabiegu przeszczepienia zarodków konserwowanych w płynnym azocie urodziły się w 1973 roku (53). Nowsze badania z tego zakresu potwierdzają, że zarodki bydła mogą być skutecznie przechowywane w tym zakresie niskich temperatur (7, 54).

Jednym z bardzo ważnych momentów całego przedsięwzięcia jest zgodność fazy cyklu rujowego biocy z fazą, w której zostały pozyskane zarodki od dawcy. Badania Rowsona i wsp. (37) wykazały, że reżim tej synchronizacji pomiędzy dwoma partnerami jest bardziej krytyczny u bydła niż innych gatunków zwierząt gospodarskich. Dopuszczalne granice

rozbieżności wynoszą praktycznie ± 2 dni. W przypadku bardzo dokładnej synchronizacji autorzy ci otrzymali 91% zwierząt w ciąży, podczas gdy już przy różnicy ± 1 dzień tylko 55%.

W piśmiennictwie brak jest szczegółowych wskazówek, który okres cyklu rujowego jest najbardziej optymalny dla przeszczepiania zarodków u bydła. Jednak z niektórych prac wynika, że jest nim dzień 5 cyklu rujowego lub dalsze. W tym okresie ciało żółte produkuje wystarczającą ilość progesteronu, co ogranicza kurczliwość mięśni macicy. Tym tłumaczy się otrzymanie lepszych wyników po zabiegach przeszczepiania zarodków przeprowadzonych w 6—9 dnia cyklu niż 3—5 (25, 30).

Pożądaný okres cyklu rujowego u zwierząt przeznaczonych do przeszczepiania zarodków otrzymać można przez stosowanie gestagenów syntetycznych takich jak CAP, MAP, MGA itp. (6) lub coraz częściej przez podawanie prostaglandyny PGF₂ (4) lub jej analogów (11). Inny sposób często praktykowany na kontynencie amerykańskim to utrzymywanie stad potencjalnych biorców, po 400—600 sztuk, spośród których wybiera się zwierzę do zabiegu w odpowiedniej fazie cyklu rujowego (3). Metoda ta jest jednak kosztowna i wymaga stosowania urządzeń do wykrywania rui np. typu KAMAR (16).

Bedirian i Baker (4) stosowali metodę deponowania zarodków długą igłą do macicy po uprzednim nacięciu górnego sklepienia pochwy. W przypadkach wykonywania laparotomii zarodki wprowadza się do rogów macicy pipetą Pasteura lub cewnikiem w pobliżu przewężenia jajowodowo-macicznego (40).

Metody bezkrwawe przeszczepiania zarodków do macicy poprzez pochwę były przedmiotem wielu nieskutecznych eksperymentów przez wiele lat (1, 12). Stosowano instrumenty podobne do używanych podczas pozyskiwania zarodków lub różnego rodzaju pipety inseminacyjne. W wyniku prac stwierdzono, że macica w okresie wczesnej fazy lutealnej ciała żółtego jest bardzo podatna na infekcje i w związku z tym aseptyczne wprowadzenie instrumentów przez pochwę musi być rygorystycznie przestrzegane (35).

Inną ujemną stroną tej metody jest wypięranie do pochwy uprzednio zdeponowanych w macicy zarodków (33) na skutek skurczy mięśni macicy. Skurcze te wywołane prawdopodobnie są na drodze hormonalnej poprzez uwolnienie oksytocyny z przysadki mózgowej jako rezultat podrażnienia szyjki macicznej przez wprowadzane instrumenty (32). Pogląd ten jednak nie został potwierdzony (38). Aby zapobiec temu niepożądanemu zjawisku w dal-

Tab. 1. Wybrane dane dotyczące przeszczepiania zarodków u bydła metodami chirurgicznymi i bezkrwawymi

Autor	Metoda	Liczba zabiegów	Medium	Wiek zarodka	% zacieleni
Rowson i wsp. (40)	chir.	20	TCM-199	8—32 blast.	65,0
Rowson i wsp. (31)	chir.	24	TCM-199	3—8 dni	91,7
Sreenan i Beehan (44)	chir.	23	TCM-199	3—7 dni	91,1
Betteridge i Mitchel (5)	chir.	14	TCM-199	2—5 dni	71,4
Drost i wsp. (14)	chir.	34	TCM-199	4 dni	56,0
Newcomb i wsp. (30)	chir.	12	TCM-199	6 dni	89,0
Sreenan i wsp. (45)	chir.	72	TCM-199	3—7 dni	76,4
Rowson i wsp. (40)	bezkryw.	20	TCM-199	8—32 blast.	20,0
Sugie (47)	bezkryw.	7	surowica Ringer	8—16 blast.	0,07
Lawson i wsp. (25)	bezkryw.	20	TCM-199	6—9 dni	40,0

Zabieg przeszczepiania zarodków podobnie jak ich pozyskiwanie może być przeprowadzony metodami chirurgicznymi lub bezkrwawymi. Metody chirurgiczne jako zapewniające lepsze rezultaty są obecnie powszechnie stosowane w praktyce. Podczas wykonywania laparotomii zwrócić uwagę na korzystny wpływ znieczulenia ogólnego prowadzonego przy użyciu halotanu. Związek ten powoduje zwiotczenie mięśni macicy, a tym samym ogranicza skurcze i zmniejsza również podatność ich na urazy mechaniczne związane z zabiegiem (5, 40, 44). Również pozytywne rezultaty otrzymano w przypadku wykonywania zabiegu przeszczepiania w pozycji stojącej wykonując laparotomię w lewej słabiznie i znieczuleniu miejscowym (14).

wszych poczynaniach dodatkowo stosowano insuflację jamy macicy dwutlenkiem węgla lub azotem (39, 50). Lawson i wsp. (25) przeprowadzając szereg porównawczych badań na ten temat nie stwierdzili zwiększonej liczby zacieleni po takim postępowaniu.

Prace nad udoskonaleniem bezkrwawych metod przeszczepiania zarodków u bydła są intensywnie prowadzone, jednakże wyniki są ciągle niższe w porównaniu do opisanych metod chirurgicznych (42).

Prace eksperymentalne nad możliwością uzyskania ciąży bliźniaczych u bydła na drodze przeszczepiania zarodków metodami chirurgicznymi były przedmiotem badań Rowsona i wsp. (36). W wyniku ich ustalono, że po wprowadzeniu dwu zarodków do jednego rogu ma-

cicznego procent wystąpienia ciąży bliźniaczych jest stosunkowo mały (45%). Zdeponowanie po jednym zarodku do obu rogów macicznych umożliwia uzyskanie ciąży bliźniaczych u 72—78% zwierząt pomimo istnienia tylko jednego ciała żółtego na jajnikach (36, 44, 45).

Ostatnio Boland i wsp. (8) przeprowadzili szereg udanych doświadczeń z uzyskiwaniem ciąży bliźniaczych na drodze bezkrwawej. Zabiegów dokonywano u krów od 5 dnia po zacieleniu naturalnym wprowadzając dodatkowy zarodek do rogu nieciążarnego. Zarodki depozytowane przy użyciu pistoletu Cassu wprowadzając go do dróg rodných podobnie jak w przypadku inseminacji. Na 24 zabiegi przeprowadzone w ten sposób u 15 sztuk ciąży została utrzymana, z czego u 6 zwierząt stwierdzono ciążę bliźniaczą. Metoda ta ze względu na stosunkowo technicznie prosty zabieg i niski koszt wg wspomnianych autorów będzie miała dużą przyszłość w praktyce dla produkcji bydła mięsnego.

Niektóre wyniki zacielenia po przeszczepieniu zarodków metodami wspomnianymi w niniejszym artykule przedstawia tab. 1. Zamieszczono w niej tylko najlepsze rezultaty uzyskane w zakresie cytowanej pracy.

Podsumowując trzeba stwierdzić, że obecnie stosowane metody w praktyce mają wiele ujemnych stron. Konieczność wykonywania zabiegów chirurgicznych wymaga kosztownego zaplecza i wyspecjalizowanego personelu. Dlatego przyszłość leży w opracowaniu prostych metod bezkrwawego pozyskiwania i przeszczepiania zarodków a także ich dłuższej konserwacji.

Piśmiennictwo

1. Avery T. L., Fahning M. L., Pursel V. G., Graham E. F.: J. Reprod. Fert. 3, 229, 1962.
2. Baker A. A.: Aust. vet. J. 49, 424, 1973.
3. Bartels K. E., Sexton J. W.: Iowa State Univ. Vet. 2, 56, 1973.
4. Bedirian K. N., Baker R. D.: Can. J. Anim. Sci. 53, 67, 1973.
5. Betteridge K. J., Mitchell D.: Theriogenology 1, 69, 1974.
6. Bielański A.: Medycyna Wet. 7, 354, 1970.
7. Bliton R. J., Moore N. W.: J. Reprod. Fert. 46, 537, 1976.
8. Boland M. P., Crosby T. F., Gordon I.: Br. vet. J. 131, 738, 1975.
9. Booth W. D., Newcomb R., Strange H., Rowson L. E. A.: Vet. Rec. 97, 366, 1975.
10. Bowen J. M.: Vet. Rec. 92, 17, 1973.
11. Copper M. J.: Vet. Rec. 95, 290, 1974.
12. Dawling D. F.: J. agric. Sci. 39, 374, 1949.
13. Dracy A. E., Petersen W. E.: J. Dairy Sci. 33, 797, 1950.
14. Drost M., Anderson G. B., Cups P. T., Horton M. B., Varner P. W., Wright R. W.: J. Amer. vet. med. Ass. 166, 1176, 1975.
15. Erickson B. H.: J. Anim. Sci. 25, 800, 1966.
16. Foote R. H.: J. Dairy Sci. 58, 248, 1975.
17. Gordon I., Williams G. L., Edwards J.: J. agric. Sci. Camb. 59, 143, 1966.
18. Hafez E. S. E., Sugie T., Gordon I.: J. Reprod. Fert. 5, 359, 1963.
19. Hafez E. S. E., Sugie T., Hunt W. L.: J. Reprod. Fert. 5, 381, 1963.
20. Hill J. R., Lammond D. R., Henricks D. M., Dickey J. F., Niswender G. D.: Biol. Reprod. 2, 78, 1970.
21. Howe G. R., Black D. L., Foley R. C., Black G. W.: J. Anim. Sci. 21, 82, 1962.
22. Kanagawa H., Basrur P. K.: Can. J. Anim. Sci. 53, 689, 1973.
23. Land R. B., Hill W. G.: Anim. Prod. 21, 1, 1975.
24. Lawson R. A. S., Rowson L. E. A., Adams G. E.: J. Reprod. Fert. 28, 313, 1972.

25. Lawson R. A. S., Rowson L. E. A., Moor R. M., Tervit R. H.: J. Reprod. Fert. 45, 101, 1975.
26. McGaugh J. W., Olds D., Kratzer D. D.: Theriogenology 1, 213, 1974.
27. McKenzie A. E., Kenny R. M.: Am. J. vet. Res. 34, 1270, 1974.
28. Moore N. W.: J. Reprod. Fert. 1, 132, 1973.
29. Nakahara T., Yamauchi M., Kataoka T., Keneda Y.: V. Int. Cong. Anim. Reprod. Trento, 3, 338, 1964.
30. Newcomb B. R., Rowson L. E. A.: J. Reprod. Fert. 43, 539, 1975.
31. Onuma H., Hahn J., Foote R. H.: J. Reprod. Fert. 21, 119, 1970.
32. Rowson L. E. A.: Nature 233, 379, 1971.
33. Rowson L. E. A., Bennett J. P., Harpur M. J. K.: Vet. Rec. 76, 21, 1964.
34. Rowson L. E. A., Dowling D. F.: Vet. Rec. 61, 191, 1949.
35. Rowson L. E. A., Lamming G. E., Fry R. M.: Nature 171, 749, 1953.
36. Rowson L. E. A., Lawson R. A. S., Moor R. M.: J. Reprod. Fert. 25, 261, 1971.
37. Rowson L. E. A., Lawson R. A. S., Moor R. M., Baker A. B.: J. Reprod. Fert. 28, 427, 1972.
38. Rowson L. E. A., McNeilly S. A., O'Brien C. A.: J. Reprod. Fert. 30, 287, 1972.
39. Rowson L. E. A., Moor R. M.: J. Reprod. Fert. 2, 311, 1966.
40. Rowson L. E. A., Moor R. M., Lawson R. A. S.: J. Reprod. Fert. 18, 517, 1969.
41. Rowson L. E. A., Tervit H. R., Brand A.: J. Reprod. Fert. 29, 145, 1972.
42. Seidel G. E., Bowen J. M., Homan N. R., Okun N. E.: Vet. Rec. 97, 307, 1975.
43. Seidel G. E., Larson L. L., Spilman C. H., Foote R. H.: J. Dairy Res. 54, 933, 1971.
44. Sreenan J. M., Beehan D.: J. Reprod. Fert. 41, 497, 1974.
45. Sreenan J. M., Beehan D., Mulvehill P.: J. Reprod. Fert. 44, 77, 1975.
46. Sreenan J. M., Scanlon P., Gordon I.: J. agric. Sci. 70, 183, 1968.
47. Sugie T.: Ann. Rpt. Nat. Inst. Anim. Ind. Chiba, Japan, No. 7, 58, 1969.
48. Sugie T.: Ann. Rpt. Nat. Inst. Anim. Ind. Chiba, Japan, No. 8, 55, 1970.
49. Sugie T., Soma T., Fukumitsu S., Otsuki K.: Bull. Nat. Inst. Anim. Ind. Chiba, Japan, 25, 27, 1972.
50. Sugie T., Soma T., Fukumitsu S., Otsuki K.: Bull. Nat. Inst. Anim. Ind. Chiba, Japan, 25, 35, 1972.
51. Trounson A. O. T., Willadsen S. M., Rowson L. E. A., Newcomb R.: J. Reprod. Fert. 46, 173, 1976.
52. Willet E. L., Black W. G., Casida L. E., Stone H. W., Buckner P. J.: Science 113, 247, 1951.
53. Wilmut I., Rowson L. E. A.: Vet. Rec. 92, 686, 1973.
54. Wilmut I., Polge C., Rowson L. E. A.: J. Reprod. Fert. 45, 409, 1975.

Adres autora: dr Andrzej Bielański, ul. Stachewicza 40/115, 31-328 Kraków.

ROSS R. F., ZIMMERMANN B. J., WAGNER W. C., COX D. F.: Badanie terenowe nad zapaleniem gruczołu mlekowego u macior na tle zakażenia pałeczkami okrężnicy. (A field study of coliform mastitis in sows). J. Am. vet. med. Ass., 167, 231—235, 1975 (3).

Przeprowadzono badania porównawcze kliniczne, bakteriologiczne oraz określono ilość krwinek białych, hematokryt, stosunek białek plazmy do fibrynogenu, poziom progesteronu, kortyzonu, estronu i estradiolu u trzech macior z bezmlecznością i zapaleniem gruczołu mlekowego u 3 zdrowych macior. Badane parametry oznaczano po 8, 16, 24 i 32 godzinach po porodzie. Z mleka pochodzącego z chorych ćwiartek wyizolowano *Klebsiella pneumoniae* i *Escherichia coli*, natomiast z mleka pochodzącego z ćwiartek zdrowych nie wyizolowano pałeczek okrężnicy. U wszystkich chorych szluk występowała gorączka i spadek mleczności. We wszystkich okresach badań liczba krwinek białych oraz stosunek białek plazmy do fibrynogenu był niższy w grupie macior chorych w porównaniu do grupy kontrolnej. Leukopenia pojawiała się po 8—16 godz. po porodzie. Nie obserwowano natomiast różnic między obydwoma grupami macior w wartościach hematokrytu oraz w poziomie kortyzonu, estronu i estradiolu. Zaobserwowany wzrost stężenia progesteronu w plazmie chorych macior nie był statystycznie znamienny.

G.