

JANUSZ NOWAKOWSKI, MARIA ORZECHOWSKA-KULAWCZUK, STANISŁAW MAJDAN

Poziom aglutynin i przeciwciał ochronnych u świń szczepionych monowalentnymi i poliwalentnymi szczepionkami leptospirowymi

Z Zakładu Technologiczno-Badawczego Puławskich Zakładów Przemysłu Bioweterynaryjnego w Puławach

Szczepienia profilaktyczne są jedną z najskuteczniejszych metod zwalczania leptospirozy świń. Stosowane do tego celu szczepionki są najczęściej bulionowymi hodowlami leptospirowymi, inaktywowanymi formaliną lub fenolem, z dodatkiem adjuwantów. Zawierają jeden (18), lub częściej kilka serotypów zarazka (3, 4, 15). Mimo zalet szczepionek poliwalentnych, m.in. możliwości stosowania jednego rodzaju preparatu na obszarze całego kraju, trudności sprawia przygotowanie szczepionki o dobrych właściwościach immunogennych wszystkich komponentów, a także sposób jej oceny. O wartości szczepionek leptospirowych można wnioskować na podstawie poziomu aglutynin u szczepionych zwierząt w 2—4 tygodnie po szczepieniu (2, 4, 5, 11, 17, 19, 20). Do pełniejszej oceny konieczne jest jednak określenie ilości i czasu utrzymywania się w organizmie przeciwciał ochronnych (7, 10, 14, 15, 16).

Celem niniejszej pracy było:

1. przygotowanie mono- i poliwalentnych szczepionek leptospirowych,
2. określenie poziomu aglutynin we krwi świń szczepionych ww. szczepionkami,
3. stwierdzenie obecności przeciwciał ochronnych anty-*L. icterohaemorrhagiae* u szczepionych świń za pomocą biernego testu ochronnego na chomikach.

Material i metody

Zwierzęta. Do badań użyto 33 świnię rasy wbp o wadze 50—60 kg. Przed szczepieniem, badaniem serologicznym nie stwierdzono u nich (w rozcieńczeniu surowicy 1:10) aglutynin p-ko *L. icterohaemorrhagiae*, *L. pomona*, *L. grippotyphosa*, *L. tarassovi*, *L. sejroae*, i *L. canicola*. Bierny test ochronny wykonano na chomikach syryjskich, samcach, w wieku 4 tygodni. Pochodziły one z hodowli, w której nie notowano przypadków leptospirozy.

Szczepionki. Do przygotowania szczepionek użyto 2-tygodniowych hodowli leptospirowych na podłożu Korthofa, o mianie $1,0 \times 10^8$ określonym metodą hodowlaną. Kultury inaktywowano fenolem w końcowym stężeniu 0,5%, w temp. 30°C, przez okres 24 godzin. Skuteczność inaktywacji sprawdzano mikroskopowo w ciemnym polu oraz przy pomocy posiewów na podłożu Korthofa. Szczepionki poliwalentne uzyskano przez połączenie równych objętości odpowiednich szczepionek monowalentnych. Jako adjuwant do wszystkich szczepionek zastosowano dodatek 10% żelu wodorotlenku glinu. Przygotowano następujące warianty szczepionek: A. jednoważna — *L. icterohaemorrhagiae* (M20, szczep niezjadliwy), B. jednoważna — *L. ictero-*

haemorrhagiae (W, szczep zjadliwy), C. trójważna — *L. icterohaemorrhagiae* (M20), *L. pomona* (Pomona), *L. grippotyphosa* (Moskwa V), D. pięcioważna — *L. icterohaemorrhagiae* (M20), *L. pomona* (Pomona), *L. grippotyphosa* (Moskwa V), *L. tarasovi* (Mitis Johnson), *L. sejroae* (M84).

Do badań włączono importowaną szczepionkę pięcioważną (Witebskaja biofabrika, seria 274), zawierającą wg etykiety *L. icterohaemorrhagiae*, *L. pomona*, *L. grippotyphosa*, *L. tarassovi* i *L. canicola*.

Nieszkodliwość szczepionek określano wstępnie na świnkach morskich podając im 2 ml szczepionki do-otrzewnowo.

Każdą szczepionkę w objętości 5 ml podawano świniom i.m., dwukrotnie w odstępie 2 tygodni. Krew do badań serologicznych pobierano z żyły jarzmowej w dwa tygodnie po pierwszym szczepieniu, oraz 2-go i 4-go tygodnia po drugim szczepieniu.

Odczyn aglutynacji. Frzy pomocy płynu fizjologicznego wykonywano $2 \times$ rozcieńczenia surowicy od 1:10 do 1:640. Do każdego rozcieńczenia dodawano równą objętość (0,2 ml) 7—10 dniowej hodowli leptospirowej odpowiedniego serotypu, na podłożu Korthofa. Po dwu godzinach inkubacji w temperaturze 30°C wynik odczytywano pod mikroskopem, używając kondensora ciemnego pola (pow. $\times 140$). Za miano surowicy przyjmowano najwyższe rozcieńczenie aglutynujące 50% leptospirowych.

Bierny test ochronny na chomikach.

Z surowic pobranych od świń dwa tygodnie po drugim szczepieniu, przygotowano mieszanek grupowe wg stosowanych szczepionek i przebadano na obecność przeciwciał ochronnych anty-*L. icterohaemorrhagiae*. Każdą mieszanekę podano s.c. 6 chomikom, w ilości 0,5 ml surowicy na chomika. Kontrolę stanowiły surowice tych samych świń pobrane przed szczepieniem. Sześć chomików otrzymało zamiast surowicy po 0,5 ml płynu fizjologicznego. Po 24 godzinach wszystkie chomiki zakażono i.p. 0,5 ml 10-dniowej hodowli bulionowej szczepu zjadliwego (W) *L. icterohaemorrhagiae*. Ilość drobnoustrojów oznaczona metodą bezpośredniego liczenia w komorze Thoma, wynosiła $1,6 \times 10^7$ lept./ml. W ciągu 14 dni po zakażeniu prowadzono obserwację chomików uodpornianych i kontrolnych.

Wyniki

Wstępne badania nieszkodliwości szczepionek na świnkach morskich dało wyniki pozytywne — zwierzęta pozostały zdrowe w ciągu 2-tygodniowego okresu obserwacyjnego. Obserwacja szczepionych świń również nie ujawniła ujemnego wpływu wakcynacji na ich stan zdrowotny. Temperatura, apetyt oraz stan ogólny pozostały bez zmian.

Odczyn aglutynacji. Wyniki badania poziomu aglutynin w surowicach szczepionych świń przedsta-

wiono w tab. 1. U wszystkich świń, które otrzymały pierwszą dawkę szczepionek monowalentnych „A” i „B”, zawierających tylko *L. icterohaemorrhagiae*, stwierdzono przeciwciała dla tego serotypu. Po pierwszej dawce szczepionki trójważnej „C”, na komponent *L. icterohaemorrhagiae* również zareagowały wszystkie świny; na pozostałe dwa serotypy — tylko część zwierząt. Po drugiej dawce szczepionki „C” przeciwciała p-ko *L. pomona* i *L. grippotyphosa* stwierdzono u wszystkich zwierząt.

Po pierwszym szczepieniu szczepionką pięciowązną „D” u żadnego ze zwierząt nie wystąpiły przeciwciała p-ko wszystkim użytym komponentom. Po drugiej dawce u wszystkich świń tej grupy stwierdzono aglutyniny anti-*L. icterohaemorrhagiae* i *L. pomona*; większość zareagowała także na antygen *L. grippotyphosa*. Nie stwierdzono natomiast przeciwciał p-ko *L. tarassovi* i *L. sejroe*. Podobne wyniki uzyskano po szczepieniu pięciowązną szczepionką importowaną, użytą jako preparat odniesienia — odpowiedź serologiczna wystąpiła tylko u części zwierząt.

Niezależnie od rodzaju stosowanej szczepionki najwyższe miana aglutynin stwierdzano w 2 tygodnie po drugim szczepieniu. Po 4 tygodniach od tego szczepienia obserwowano już spadek ilości przeciwciał. Orientacyjne badanie czasu utrzymywania się aglutynin, przeprowadzone na dwu świniach szczepionych preparatem jednoważnym „A”, nie wykazało ich obecności po 2 miesiącach od drugiego szczepienia.

Bierny test ochronny. Wyniki biernego testu ochronnego na chomikach, w stosunku do szczepu *L. icterohaemorrhagiae* przedstawiono w tab. 2. W dwa tygodnie po drugim szczepieniu stwierdzono obecność przeciwciał ochronnych w mieszkach surowic świń, szczepionych obiema szczepionkami monowalentnymi — wszystkie chomiki przeżyły. Nieco niższy poziom tych przeciwciał stwierdzono po szczepionce trójważnej i importowanej pięciowążnej — przeżyło po 4 na 6 szczepionych chomików. W mieszkach surowic pobranych od świń szczepionych pięciowązną szczepionką doświadczalną, przeciwciał ochronnych nie wykryto.

Tab. 1. Poziom aglutynin u świń szczepionych monowalentnymi i poliwalentnymi szczepionkami leptospirowymi

| Rodzaj szczepionki (dawka: 2x5 ml) | Nr świni | Miano aglutynin | | | | | | | | | | | | | | |
|---|----------|-----------------------------|----|----|----|----|------------------------------|----|----|----|----|------------------------------|----|----|---|----|
| | | 2 tygodnie po I szczepieniu | | | | | 2 tygodnie po II szczepieniu | | | | | 4 tygodnie po II szczepieniu | | | | |
| | | J | P | G | T | S* | J | P | G | T | S* | J | P | G | T | S* |
| A. jednoważna l.i. (M20) | 50 | 40 | - | - | - | - | 80 | - | - | - | - | 20 | - | - | - | - |
| | 51 | 20 | - | - | - | - | 160 | - | - | - | - | 80 | - | - | - | - |
| | 52 | 20 | - | - | - | - | 80 | - | - | - | - | 40 | - | - | - | - |
| | 53 | 20 | - | - | - | - | 80 | - | - | - | - | 20 | - | - | - | - |
| | 54 | 40 | - | - | - | - | 160 | - | - | - | - | 40 | - | - | - | - |
| | 55 | 40 | - | - | - | - | 80 | - | - | - | - | 80 | - | - | - | - |
| | 56 | 80 | - | - | - | - | 40 | - | - | - | - | 20 | - | - | - | - |
| B. jednoważna l.i. (W) | 57 | 40 | - | - | - | - | 320 | - | - | - | - | nb. | | | | |
| | 58 | 80 | - | - | - | - | 640 | - | - | - | - | | | | | |
| | 59 | 40 | - | - | - | - | 320 | - | - | - | - | | | | | |
| | 60 | 20 | - | - | - | - | 320 | - | - | - | - | | | | | |
| | 61 | 20 | - | - | - | - | 40 | - | - | - | - | | | | | |
| | 62 | 40 | - | - | - | - | 320 | - | - | - | - | | | | | |
| C. trójważna l.i. (M20) l.p. l.g. | 63 | 20 | 10 | - | - | - | 40 | 40 | 80 | - | - | 10 | 20 | 80 | - | - |
| | 64 | 40 | 20 | 10 | - | 10 | 40 | 20 | 80 | - | - | 40 | 20 | 20 | - | - |
| | 65 | 80 | 10 | - | - | 10 | 40 | 20 | 80 | - | - | 10 | 10 | 80 | - | - |
| | 66 | 40 | - | - | - | - | 160 | 40 | 80 | - | - | 40 | 10 | 40 | - | - |
| | 67 | 20 | 10 | - | - | - | 80 | 40 | 40 | - | - | 20 | 20 | 40 | - | - |
| | 68 | 40 | 10 | 10 | - | - | 40 | 20 | 40 | - | - | 10 | - | 20 | - | - |
| | 69 | 40 | 10 | - | - | 10 | 40 | 10 | 40 | - | - | 10 | 10 | 20 | - | - |
| | 70 | 20 | - | 10 | - | - | 40 | 20 | 80 | - | - | 20 | 10 | 80 | - | - |
| D. pięciowążna l.i. (M20) l.p. l.g. l.t. l.s. | 71 | 10 | - | 10 | - | - | 20 | 40 | 40 | - | - | 40 | - | 20 | - | - |
| | 72 | 10 | - | - | - | 20 | 20 | 10 | - | - | - | - | - | - | - | - |
| | 73 | 10 | - | - | - | 10 | 20 | 10 | - | - | - | - | - | - | - | - |
| | 74 | - | 10 | - | - | - | 20 | 10 | 10 | - | - | 10 | - | 10 | - | - |
| | 75 | - | - | - | - | 20 | 20 | 10 | 20 | - | - | - | - | 10 | - | - |
| | 76 | 10 | 10 | - | - | 10 | 40 | 20 | 20 | - | - | 10 | - | 10 | - | - |
| | 77 | - | - | - | - | 10 | 20 | 20 | 20 | - | - | 20 | - | - | - | - |
| E. pięciowążna l.i. l.p. l.g. l.t. l.c. | 78 | 10 | - | - | - | 10 | 20 | - | - | - | 10 | nb. | | | | |
| | 79 | - | - | - | 10 | - | - | - | - | - | - | | | | | |
| | 80 | 10 | 40 | - | - | - | 20 | 20 | 10 | - | 10 | | | | | |
| | 81 | - | 10 | - | - | 10 | - | - | - | - | 20 | | | | | |
| | 82 | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | | | | | |
| | 83 | 10 | 10 | - | - | - | 20 | 10 | - | 10 | - | | | | | |

Objaśnienia: I (i.) = *L. icterohaemorrhagiae*; P (p.) = *L. pomona*; G (g.) = *L. grippotyphosa*; T (t.) = *L. tarassovi*; S (s) = *L. sejroe*; c. = *L. canicola*; S* = *L. canicola* w przypadku szczepionki E.; - = odczyn ujemny w rozcieńczeniu surowicy 1:10; nb. = nie badano.

Omówienie wyników

Wg danych piśmiennictwa, w wyniku naturalnego zakażenia leptospirami lub szczepień profilaktycznych, w organizmie zwierząt powstają co najmniej dwa rodzaje przeciwciał. Aglutyniny, których poziom można określić za pomocą odczynu aglutynacji mikroskopowej, są zlokalizowane głównie w klasie IgM (16), powstają wcześniej i stosunkowo szybko, po około 2—3 miesiącach zanikają. Przeciwciała ochronne wg Negi (16) występują przeważnie w klasie IgG i utrzymują się we krwi znacznie dłużej — miesiące i lata. Ich obecność można stwierdzić używając biernego testu ochronnego na chomikach (7, 10, 14, 15, 16), odczynu zahamowania wzrostu (6), lub biernej hemaglutynacji (16). Przeprowadzone badania własne miały na celu określenie poziomu aglutynin i przeciwciał ochronnych u świń, szczepionych przeciwko leptospirozom szczepionkami mono- i poliwalentnymi.

Tab. 2. Wartość ochronna mieszanek surowic świń szczepionych szczepionkami leptospirowymi, określona na chomikach, w stosunku do *L. icterohaemorrhagiae*

| Rodzaj szczepionki dawka antygeny L.i. | Miano aglutynin p-ko L.i. | Dawka materiału zakaźnego | Wynik zakażenia chomików | |
|---|---------------------------|---|--------------------------|--------|
| | | | zakażono | pożyło |
| A. jednoważna L.i. (M20) 2x5 ml | 0 - I 1:80 | 80 x 10 ⁶ leptospir <i>L. icterohaemorrhagiae</i> szczep W | 5 | 6 |
| B. jednoważna L.i. (W) 2x5 ml | 0 - I 1:320 | | 6 | 6 |
| C. trójważna L.i. (M20) 2x1,7 ml | 0 - I 1:40 | | 6 | 6 |
| D. pięcioważna L.i. (M20) 2x1,0 ml | 0 - I 1:20 | | 6 | 6 |
| E. pięcioważna L.i. 2x1,0 ml | 0 - I 1:10 | | 6 | 6 |
| Kontrola | plyn fizjologiczny | | 6 | 6 |

Objaśnienia: 0 = mieszanka surowic pobranych przed szczepieniem; I = mieszanka surowic pobranych 2 tyg. po II szczepieniu; — = brak aglutynacji w rozeńczeniu surowicy 1:10.

Jak widać z uzyskanych wyników, zmniejszenie ilości antygeny poszczególnych serotypów, w wyniku przygotowania szczepionek poliwalentnych, przy niezmięnionej ogólnej dawce szczepiennej (5 ml), miało wyraźny wpływ na ilość reagujących zwierząt, jak również na poziom aglutynin. Szczepionki monowalentne, zawierające komponent *L. icterohaemorrhagiae*, już po pierwszym szczepieniu spowodowały pojawienie się przeciwciał u wszystkich zwierząt. W przypadku szczepionki trójważnej, odpowiedź serologiczną na trzy użyte komponenty, uzyskano u wszystkich świń dopiero po drugim szczepieniu. Szczepionki pięcioważne mimo dwukrotnego podania wywoływały dodatnie reakcje aglutynacyjne tylko u części szczepionych świń.

Wyraźnie znanaczył się wpływ ilości podawanego antygeny na miana aglutynin w surowicach szczepionych zwierząt. Np. miana dla

L. interohaemorrhagiae (M20) po dawce 5 ml w szczepionce monowalentnej wahały się od 1:80 do 1:160, po dawce 1,7 ml w szczepionce trójważnej stwierdzano przeważnie miano 1:40, a po dawce 1 ml w szczepionce pięcioważnej tylko 1:20. Podobne zjawisko odnotowano w przypadku serotypów *L. pomona* i *L. grippotyphosa*. Użyte w badaniach szczepy *L. tarassovi* i *L. sejroe* okazały się słabe antygenowo — poziom aglutynin przeciwko tym serotypom był bardzo niski. Zwraca uwagę znacznie wyższe miano aglutynin u świń szczepionych szczepionką monowalentną przygotowaną ze szczepu W (zjadliwego). Ponieważ poziom aglutynin w 2—4 tygodnie po szczepieniu może służyć do pewnego stopnia jako kryterium oceny wartości szczepionek leptospirowych, powyższy wynik wskazywałby na lepsze właściwości immunogenne użytego szczepu W. Porównawcze badanie (Nowakowski, dane niepublikowane) immunogenności niezjadliwych (dla chomików i świń morskich) szczepów serogrupy *icterohaemorrhagiae* (RGA, M20, Wijnberg), oraz szczepu zjadliwego W, wykazało lepsze właściwości uodporniające szczepu zjadliwego. Potwierdza to wcześniejsze obserwacje Bey'a (1) i Brunnera (2).

Aby określić czy badane szczepionki wywołują u szczepionych świń powstanie przeciwciał ochronnych przeciwko *L. icterohaemorrhagiae*, mieszanki surowic poszczególnych grup tych zwierząt, przebadano przy pomocy biernego testu ochronnego na chomikach. Pełne właściwości ochronne wykazały jedynie surowice świń szczepionych preparatami monowalentnymi. Zestawienie miana aglutynin z wartością ochronną tych samych mieszanek surowic (tab. 2), w przypadku szczepionek A, B, C i D wskazuje na pozytywną korelację między tymi wartościami. Natomiast, w surowicach świń szczepionych importowaną szczepionką E, mimo bardzo niskiego poziomu aglutynin, stwierdzono obecność przeciwciał ochronnych. Wyniki te zgodne są z danymi uzyskanymi przez innych autorów. W badaniach prowadzonych na świń (15), psach (7), bydło (8, 9, 12, 14, 16) wykazywali oni niejednokrotnie obecność przeciwciał ochronnych lub odporność na zakażenie mimo braku aglutynin. Wg danych piśmiennictwa (4, 13), skuteczne szczepionki powodują u świń powstanie w 2—4 tygodnie po szczepieniu aglutynin na poziomie ok. 1:100. Uzyskane wyniki wskazują na zadowalającą odpowiedź serologiczną po zastosowaniu szczepionek monowalentnych, zawierających *L. icterohaemorrhagiae* w ilości 5 ml. W przypadku szczepionek poliwalentnych nie osiągnięto wyników pozytywnych. Sądzić należy, że główną przyczyną słabszej odpowiedzi serologicznej na te szczepionki było zmniejszenie dawki poszczególnych antygenów w preparatach. Znaczenie samego połączenia różnych serotypów leptospir, wg danych z piśmiennictwa (1, 20), wydaje się mieć małe znaczenie.

W dalszych badaniach konieczne będzie zwiększenie koncentracji poszczególnych serotypów w szczepionkach lub zastosowanie szczepów o silniejszych właściwościach immunogennych.

Piśmiennictwo

1. *Bey R. F., Auran N. E., Johnson R. C.*: Infect. Immunity 10, 1051, 1974.
2. *Brunner K. T., Meyer K. F.*: J. Immunol. 64, 365, 1950.
3. *Czernosztanov A. A.*: Weterinarija 53, 1973 (3).
4. *Dobson K. J., Davos D. E.*: Aust. Vet. J. 51, 443, 1975.
5. *Gillespie R. W. H., Kenzy S. G.*: Vet. Med. 53, 611, 1958.
6. *Hanson L. E., Tripathy D. N., Killinger A. H.*: J. Am. Vet. Med. Ass. 161, 1235, 1972.
7. *Heath K. R., Bor P. G.*: J. Comp. Path. 75, 127, 1965.
8. *Hoag W. G., Bell W. B.*: Am. J. Vet. Res. 16, 381, 1955.
9. *Huhn R. G., Hanson L. E., Killinger A. H., Cardella M. A.*: Am. J. Vet. Res. 36, 59, 1975.
10. *Huhn R. G., Kokjohn J. L., Cardella M. A.*: Am. J. Vet. Res. 36, 67, 1975.
11. *Kenzy S. G., Gillespie R. W. H., Lee J. H.*: J. Am. Vet. Med. Ass. 139, 432, 1961.
12. *Kiesel G. K., Dacres W. G.*: Cornell Vet. 49, 332, 1959.
13. *Morsi H. M., Shibley G. P., Binkley F. W.*: Am. J. Vet. Res. 34, 113, 1973.
14. *Morsi H. M., Shibley G. P., Strother H. L.*: Am. J. Vet. Res. 34, 175, 1973.
15. *Morsi H. M., Shibley G. P., Strother H. L.*: Am. J. Vet. Res. 34, 1253, 1973.
16. *Negi S. K., Myers W. L., Segre D.*: Am. J. Vet. Res. 32, 1915, 1971.
17. *Robertson A., Boulanger P.*: Can. J. Comp. Med. Vet. Sci. 27, 85, 1963.
18. *Stalheim O. H. W.*: Am. J. Vet. Res. 29, 473, 1968.
19. *Stalheim O. H. W.*: Am. J. Vet. Res. 29, 1463, 1968.
20. *Tripathy D. N., Hanson L. E., Mansfield M. E.*: Am. J. Vet. Res. 37, 51, 1976.

Adres autora: dr Janusz Nowakowski, „Biowet”, 24-100 Puławy.

Новаковский Я., Ожеховска-Кулявчук М., Майдан С.: **Уровень агглютининов и предохранительных противотел у свиней, вакцинированных моновалентными и поливалентными лептоспирозными вакцинами.**

Из культур лептоспир на среде Кортхофа с титром 10^8 лептоспир/мл приготовили следующие, инактивированные 0,5% фенолом вакцины: моновалентные (L. icterohaemorrhagiae апатогенный штамм M20 и патогенный W), трехвалентную (L. icterohaemorrhagiae, L. pomona, L. grippotyphosa aa), и пентавалентную (L. icterohaemorrhagiae, L. pomona, L. grippotyphosa aa, L. tarassovi, L. sejroae aa). У свиней, вакцинированных 2×5 мл вакцины, определили пассивным предохранительным тестом на хомьяках присутствие защитных противотел про-

тив L. icterohaemorrhagiae и уровень агглютининов против всех применяемых в вакцинах серотипов. Удовлетворительные результаты получили после применения моновалентных вакцин: агглютинационный титр ок. 1:100 — после применения моновалентной вакцины из штамма M20 и более высокий 1:320 — после прививки вакцины из патогенного штамма W. Сыворотки свиней, вакцинированных этими вакцинами, предохраняли 100% хомьяков, зараженных патогенным штаммом W. Установили отрицательное воздействие понижения количества антигена отдельных серотипов в поливалентных вакцинах на высоту титра агглютининов и количество реагирующих животных. Надо полагать, что для приготовления эффективных поливалентных вакцин необходимо повышение концентрации отдельных серотипов или применение штаммов, обладающих более сильными иммуногенными свойствами.

Nowakowski J., Orzechowska-Kulawczuk M., Majdan S. — **The level of agglutinins and protective antibodies in pigs vaccinated with monovalent and polyvalent vaccines against leptospirosis.**

The following vaccines against leptospirosis were prepared from bacteria propagated in Korthof's culture (titer: 10^8 cells per ml) and inactivated with 0.5% of phenol: 1 — a monovalent (L. icterohaemorrhagiae, an avirulent, strain M 20 and virulent one -strain W), 2 — trivalent (L. icterohaemorrhagiae, L. pomona, L. grippotyphosa) and 3 — polyvalent (L. icterohaemorrhagiae, L. pomona, L. grippotyphosa, L. tarassovi, L. sejroae). In pigs vaccinated twice with 5 ml of these vaccines the presence of protective antibodies against L. icterohaemorrhagiae was determined on hamsters, and besides the level of agglutinins against all the serotypes was examined. Good enough results were obtained after the application of monovalent vaccines, agglutination titers were 100 and 320 using the avirulent strain M 20 or virulent W, respectively. Antisera of pigs vaccinated with these vaccines protected hamsters challenged with a virulent strain in 100%. A negative influence of a decreased amount of antigens of individual serotypes in polyvalent vaccines on the titer of agglutinins and number of animals with immunological response was found out. The authors believe that in order to prepare more effective polyvalent vaccines it will be necessary to attain an increased number of individual serotypes in vaccines or to use the strains with better immunological properties.

TRAININ Z., UNGAR-WARRON H., MEIROM R., BARNEA A., SELA M.: Przeciwciała IgG i IgM u bydła zdrowego i chorego na białaczkę. (IgG and IgM antibodies in normal and leukaemic cattle). J. Comp. Med. 86, 571—580, 1976 (4).

Badania przeprowadzono na 8 zdrowych krowach w wieku 18 miesięcy, 5 lat i 8 krowach w wieku 3—7 lat, u których białaczkę rozpoznano w oparciu o badania kliniczne i histopatologiczne. Krowy uodporniono albuminą surowicy ludzkiej (HSA) względnie antygenem syntetycznym podanym łącznie z kompletnym adjuwantem Freundta. U zdrowych krow po pierwotnej immunizacji pojawiły się w surowicy swoiste przeciwciała występujące w klasie immunoglobulin IgG i IgM. Po immunizacji powtórznej przeważały przeciwciała należące do klasy IgG. U bydła białaczkowego specyficzne przeciwciała po immunizacji pojawiały się później, w niższych mianach i należały głównie do klasy IgG immunoglobulin. Mimo, że w surowicy bydła z białaczką występowały immunoglobuliny klasy IgM, to jedynie niewielki odsetek przeciwciał skierowanych przeciwko badanemu antygenom należał do tej klasy.

G.

CIMPRICH R. E., ROONEY J. R.: Zapalenie jelit u źrebiąt na tle zakażenia *Corynebacterium equi*. (Corynebacterium equi enteritis in foals). Vet. Pathol. 14, 95—102, 1977 (2).

Corynebacterium equi powoduje u źrebiąt z reguły zakażenia górnych dróg oddechowych. Autorzy opisali zmiany sekcyjne u 2 źrebiąt na tle ostrego i chronicznego zakażenia przewodu pokarmowego przez *C. equi*. W obydwu przypadkach jedyną zmianą stwierdzoną w jelitach cienkich była martwica płytek Pepera. U źrebięcia, u którego zakażenie miało przebieg ostry występowała ogniskowa martwica i zgrubienie ściany jelit grubych. Przy zakażeniu chronicznym dochodziło do zgrubienia i silnego pofałdowania ściany jelit grubych. Badania histologiczne wykazały zanik kosmków jelitowych, martwicę komórek nabłonka jelit i zmiany martwicowe w krezkowych węzłach chłonnych. W ogniskach martwicy, w podśluzówce, węzłach chłonnych i płucach makrofagi zawierały Gram dodatnie pleomorficzne drobnoustroje. W preparatach z mikroskopu elektronowego stwierdzono w makrofagach śluzówki jelit *C. equi*. Drobnoustrój ten występował również poza komórkowo w lamina propria.

G.