

ZYGMENT NOWAKOWSKI, EDMUND PROST

Badania nad różnicowaniem żółceń tusz zwierząt rzeźnych

Z Instytutu Higieny Żywności Zwierzęcego Pochodzenia Wydziału Weterynaryjnego AR w Lublinie

W badaniu poubojowym zwierząt rzeźnych spotyka się nierzadko żółte zabarwienie tkanek. Przyczyną jego mogą być dwa, różne w swej etiologii czynniki, a mianowicie: karotenoidy, powodujące *lipochromatosis* czyli tzw. żółtaczkę pozorną oraz barwniki żółciowe, powodujące *icterus* czyli żółtaczkę właściwą. Zróżnicowanie tych dwóch stanów ma istotne znaczenie w wydaniu oceny przydatności spożywczej pochodzącej od tych zwierząt surowców rzeźnych.

Żółtaczką pozorną — *lipochromatosis*

Wywołana jest przez karotenoidy odkładane przede wszystkim w tkance tłuszczowej, a w mniejszym stopniu w tkance mięśniowej (7). W zasadzie nie występują one w tkance łącznej włóknistej. Karotenoidy są barwnikami syntetyzowanymi tylko przez rośliny i występującymi u nich w powiązaniach kompleksowych. Znanych jest obecnie około 80 różnych karotenoidów. Są to łańcuchowe związki 40-węglowe o dużej liczbie (8—15) wiązań podwójnych, które decydują o intensywności ich barwy. Z wiązaniami podwójnymi łączy się też występowanie karotenoidów w postaciach izomerycznych *cis* i *trans* (3). Organizm zwierzęcy jest w stanie zresorbować tylko część przyjętych z karmą roślinną karotenoidów, magazynując je głównie w tkance tłuszczowej, która nabiera barwy od żółtej do pomarańczowej (3, 4). Część karotenoidów ulega w kosmkach jelita cienkiego konwersji do witaminy A (5). Karotenoidy ochraniają komórki roślin, zwierząt i człowieka przed szkodliwym działaniem światła słonecznego (3).

Intensywność barwy karotenoidów ulegać może zmniejszeniu a nawet i zanikowi, a powstanie związków bezbarwnych powodowane jest przez:

- utlenienie wiązań podwójnych pod wpływem tlenu atmosferycznego,
- zmianę izomerów *trans* w *cis* pod wpływem światła słonecznego, podwyższonej temperatury oraz spadku poziomu wody.

Pod względem chemicznym karotenoidy dzielą się na: węglowodorowe (karoteny) — $C_{40}H_{56}$ i tlenowe (alkohole, aldehydy, ketony) — $C_{40}H_{56}O$. Karotenoidy rozpuszczają się dobrze w rozpuszczalnikach organicznych, takich jak eter naftowy, benzen, chloroform oraz w tłuszczach i płynach ustrojowych. Nieliczne tylko, posiadające grupę OH, rozpuszczają się w alkoholu etylowym i w jego wodnym roztworze. Karotenoidy zupełnie nie rozpuszczają się w wodzie.

Żółtaczką właściwą — *icterus*

Żółtaczką właściwą polega na нефизиологическим odkładaniu barwników żółciowych we

wszystkich prawie tkankach organizmu. Przybierają one wówczas barwę jasnożółtą, a niekiedy zielonożółtą (2, 7, 8, 11, 12, 13, 14). Jest ona zazwyczaj mniej intensywna niż przy *lipochromatosis*. U zdrowych świń poziom bilirubiny, głównego barwnika żółci, wynosi w tkance mięśniowej 0,67—2,04 mg%, a w tkance tłuszczowej 0,25 mg%, przy żółtaczce natomiast osiąga on w tkance mięśniowej 8,75—13,1 mg% (13, 14).

Zażółcenie tkanek przy *icterus* jest tylko syndromem procesów chorobowych określanych jako zespół żółtaczkowy. Oprócz zmian zabarwienia stwierdza się przy żółtaczkach inne jeszcze odchylenia, wpływające niekorzystnie na przydatność spożywcza surowców, a mianowicie nieprawidłowy smak i zapach oraz obecność drobnoustrojów i to nierzadko chorobotwórczych (2, 7, 12, 14).

Bilirubinę można wyekstrahować z tkanek alkoholem etylowym, chloroformem i zasadami (NaOH). Z odczynnikami dwuazowym Ehrlicha daje barwniki azowe. Właściwość ta znalazła zastosowanie w oznaczeniu jakościowym i ilościowym bilirubiny w testach van den Bergha, Jendrassika i Cleghorna oraz Retzlaffa (1, 2, 6, 8, 10, 11, 13, 14). Bilirubina jest barwnikiem opornym na działanie tlenu atmosferycznego oraz światła słonecznego. Nie rozpuszcza się w wodzie i w eterze.

W polskich przepisach san.-wet. (rozporządzenie Ministra Rolnictwa z dnia 29.I.1929 r.) wymieniona jest tylko żółtaczką właściwą (*icterus*), przy stwierdzeniu której istnieje ewentualność uznania tuszy jako niezdatnej do spożycia lub mniej wartościowej. Brak jest natomiast postępowania san.-wet. przy *lipochromatosis*, a przede wszystkim różnicowania tych dwóch postaci zażółcenia tkanek. W praktyce oparte jest to jedynie na wynikach badania makroskopowego, a zwłaszcza zjawisku zanikania żółtego zabarwienia tkanek po przetrzymywaniu tusz w chłodni.

Szereg publikacji (2, 9) wskazuje, że żółte zabarwienie tusz powodowane przez karotenoidy ulega zblednięciu lub nawet zanikowi po 24-godzinnym przetrzymywaniu w chłodni. Według niektórych jednak danych (13, 14, własne obserwacje) zanikanie żółtego zabarwienia może być mało wyraźne, lub w ogóle do niego nie dochodzi. W tej sytuacji wydanie oceny san.-wet. tusz tylko na podstawie badania makroskopowego nie wydaje się być pewną metodą. Badający nierzadko zaostrza ocenę zażółceń powodowanych przez karotenoidy, określając je jako *icterus* (2, 7, 14). Stąd też wydają się być uzasadnione sugestie niektórych auto-

rów (2, 6, 7, 13, 14) przeprowadzania nie tylko badania makroskopowego, ale również testów różnicujących. Badania takie obowiązują już w wielu krajach (6).

Założeniem badań własnych było określenie, na tuszach bydła i świń wykazujących w poubojowym badaniu makroskopowym zażółcenia tkanek:

- czy w czasie poubojowego przetrzymywania tusz w chłodni dochodzi do zmniejszenia intensywności barwy lub jej zaniku,
- jaka jest wartość i przydatność praktyczna testów różnicujących *lipochromatosis* od *icterus*, z uwzględnieniem czasokresu przechowywania poubojowego tusz.

Materiał i metody

Badania przeprowadzono na materiale 144 tusz, w tym 68 (47,2%) tusz bydła i 76 (52,8%) tusz świń, wykazujących makroskopowo w badaniu poubojowym wyraźne zażółcenia tkanek, a przede wszystkim tkanki tłuszczowej. W badaniu przedubojowym zwierzęta nie wykazywały żadnych zaburzeń stanu zdrowia. Tusze przetrzymywano po uboju przez 24 godz. w chłodni w temp. +5°C, obserwując ewentualne znikanie żółtego zabarwienia. Równocześnie przeprowadzono z tłuszczem zwierząt 5 testów różnicujących *lipochromatosis* od *icterus* a mianowicie; alkoholowo-eterowy, Martina, z NaOH, Retzlaffa i van den Bergha (1, 2, 6, 7, 8, 10, 11, 12, 13, 14). Testy te wykonywano z tłuszczem pobranym z okolicy nerek, serca, pachwiny i podgardla w 2 godziny po uboju oraz po 24 godzinach, 6 miesiącach i 12 miesiącach przechowywania tkanki tłuszczowej w tem. -3°C.

Sposób wykonywania testów różnicujących.

Test alkoholowo-eterowy. W dwóch próbkach umieszczano po 5 g tłuszczu i zalewano jedną 8 ml 70% alkoholu eterowego, a drugą 8 ml eteru (naftowego). Stosunek ilościowy rozpuszczalnika do badanej próbki wynosił około 1,5—2:1. Zawartość próbek silnie wstrząsano przez około 10 minut i odstawiano na 2 godz. Po tym okresie dochodzi do zażółcenia płynu w jednej z próbek, a wyjątkowo tylko w obu. Karotenoidy rozpuszczają się w eterze, przy braku rozpuszczalności w alkoholu, natomiast barwniki żółciowe w odwrotnym układzie.

Test Martina. Około 25 g tłuszczu umieszczono w kolbie Erlenmayera i zalewano 25 ml 70% alkoholu

etylowego, pozostawiając ją przez 2 godz. W przypadku zażółcenia alkoholu poddaje się go filtrowaniu; 8 ml filtratu umieszcza się w próbówce i dodaje 10—15 kropli stężonego H₂SO₄ przy nieznacznym, a 20 kropli przy silnym zażółceniu i podgrzewa na łaźni wodnej. Przy obecności barwników płyn zmienia barwę na zieloną — jest to przemiana bilirubiny w biliwerdynę, a przy dalszym dodaniu kilku kropli stężonego H₂SO₄ i podgrzaniu, płyn zmienia barwę na niebieską; następuje przemiana biliwerdyny w bilicyjaninę.

Test z NaOH. Do 5 g tłuszczu, umieszczonego w próbówce, dodawano 5 ml 5% NaOH i podgrzewano około 1 minutę, aż do zagotowania tłuszczu. Po ochłodzeniu dodawano ostrożnie 5 ml eteru naftowego i kilkakrotnie wstrząsano. Po około 3 minutach następuje rozdzielenie płynu na dwie warstwy — dolna NaOH, górna eterowa. Zielono-żółte zabarwienie dolnej warstwy wskazuje na obecność bilirubiny (wytworzenie soli sodowej bilirubiny), a żółte czy żółto-pomarańczowe górnej warstwy wskazuje na obecność karotenoidów. Wystąpić może równocześnie zabarwienie dolnej i górnej warstwy w próbówce; świadczy to o obecności bilirubiny i karotenoidów w badanej próbce.

Test van den Bergha i test Retzlaffa. Testy te opierają się na reakcji dwuazowego kwasu sulfanilowego (odczynnik dwuazowy Ehrlicha) z bilirubiną, prowadząc do wytworzenia barwnika azowego — diazobilirubiny, która jest koloru różowo-czerwono-fioletowego (fiolkowego) w środowisku o pH obojętnym. Natężenie powstałej barwy jest proporcjonalne do zawartości bilirubiny. Dwuazowy kwas sulfanilowy składa się z odczynnika diazo I i diazo II.

Diazo I. Rozpuścić w 800 ml wody destylowanej 1 g kwasu sulfanilowego, dodać 15 ml HCl 25% i uzupełnić do 1000 ml wodą destylowaną. Odczynnik jest trwały nieograniczenie.

Diazo II. Jest to 0,5% wodny roztwór azotynu sodu — NaNO₂. Rozpuścić w 50 ml wody destylowanej 0,5 g azotynu sodu a potem uzupełnić do 100 ml wodą destylowaną. Przechowywać w butelce z ciemnego szkła w lodówce; odczynnik jest trwały ok. 2 tygodnie. Dwuazowy kwas sulfanilowy sporządza się bezpośrednio przed użyciem do reakcji przez zmniejszenie 25 ml diazo I z 0,75 ml diazo II. Mieszaninę tę należy ochłodzić do temp. + 5°C.

Test van den Bergha. Do 4 ml zażółconego ekstraktu alkoholowego (70%) dodawano 1 ml dwuazowego kwasu sulfanilowego. Przy obecności bilirubiny, płyn zabarwia się po zmieszaniu w ciągu od 30 sekund do 15 minut na kolor różowo-czerwony do czerwono-fioletowego (fiolkowy),

Tab. 1. Wyniki różnicowania zażółceń tkanki tłuszczowej (n=144)

Test różnicujący	Liczby (%) tusz określone w okresach poubojowych na podstawie testu jako						
	icterus				Lipochromatosis		
	2 godz.	24 godz.	6 mies.	12 mies.	2 godz.	24 godz.	6 mies.
z NaOH	63 (43,8)	63 (43,8)	63 (43,8)	63 (43,8)	81 (56,2)	81 (56,2)	81 (56,2)
Retzlaffa	63 (43,8)	63 (43,8)	63 (43,8)	60 (41,7)	-	-	-
van den Bergha	63 (43,8)	63 (43,8)	63 (43,8)	60 (41,7)	-	-	-
Martina	58 (40,3)	58 (40,3)	54 (37,5)	45 (31,3)	-	-	-
Alkoholowo-eterowy	58 (40,3)	58 (40,3)	54 (37,5)	45 (31,3)	79 (54,9)	79 (54,9)	72 (50,0)
Makroskopowy spadek intensywności zażółcenia tłuszczu	-	-	3 (2,0)	5 (3,47)	-	4 (2,77)	5 (3,47)

Test Retzlaffa. Do 5 g tłuszczu, umieszczonego w próbówce, dodano 5 ml chloroformu. Zawartość próbówki wstrząsano przez okres 10 minut i odstawiano na 1 godzinę. W tym czasie dochodziło do zażółcenia chloroformu (co świadczyć może o obecności bilirubiny lub karotenidów), który następnie poddano filtrowaniu. Do 2 ml filtratu w próbówce dodawano 3 ml 93% (96%) alkoholu etylowego, a po upływie 1,5 minuty dodano następnie 0,5 ml dwuazowego kwasu sulfanilowego. Przy obecności bilirubiny płyn zabarwia się po zmieszaniu w ciągu od 30 sekund do 15 minut na kolor różowo-czerwony, do czerwono-fioletowego (z odcieniem fioletowym).

Wyniki i omówienie

Wyniki różnicowania zażółceń tkanki tłuszczowej wykrywanych przy pomocy poszczególnych testów różnicujących, z uwzględnieniem badanych gatunków zwierząt przedstawiono w tab. 1, 2 i 3.

Tab. 2. Wartość diagnostyczna (w %) poszczególnych testów w odniesieniu do testu z NaOH

Test różnicujący	% wykrywalności testem w różnych okresach poubojowych						
	icterus				lipochromatosis		
	2 godz.	24 godz.	6 mies.	12 mies.	2 godz.	24 godz.	6 mies.
z NaOH	100	100	100	100	100	100	100
Retzlaffa	100	100	100	95,2	—	—	—
van den Bergha	100	100	100	95,2	—	—	—
Martina	92,0	92,0	85,7	71,4	—	—	—
Alkoholowo-eterowy	92,0	92,0	85,7	71,4	97,5	97,5	88,9

Wyniki badań przedstawione w tab. 1 wskazują na bardzo nieznaczną liczbę przypadków, w których dochodzi do samoistnego zblednięcia żółtego zabarwienia tkanki tłuszczowej. W żadnym przypadku nie stwierdzono całkowitego zaniku zażółceń. Prócz tego wykazano, że zblednięcie barwy miało miejsce tak przy icterus, jak i przy lipochromatosis. Tym samym nie można uważać, aby zmiana barwy zażółceń mogła być metodą w różnicowaniu ich etiologii.

Spośród 5 badanych testów różnicowania zażółceń wykazano ich największą przydatność w odniesieniu do testu z NaOH. Pozwala on z jednej strony na wykrywanie icterus nie tylko bezpośrednio po uboju, ale również także po 12 miesiącach przetrzymywania tusz w chłodni. Test ten umożliwia także wykrywanie lipochromatosis. Podobną wartość różnicowania zażółceń mają testy Retzlaffa i van den Bergha, z tym jednak, że po 12 miesiącach obniża się już ich stopień wykrywalności barwników żółciowych.

Stosunkowo mniejszą wartość diagnostyczną mają natomiast dwa pozostałe testy, tj. Martina i alkoholowo-eterowy. Wykrywalność icterus przy ich pomocy wynosi bowiem w czasie do 24 godzin tylko 92% w porównaniu do trzech pozostałych testów (tab. 2). Po 6 miesiącach przetrzymywania tusz w chłodni wykrywalność obu tych testów wyraźnie obniża się, a po 12 miesiącach wynosi jedynie 71%. Przy pomocy testu alkoholowo-eterowego trudno jest wykryć nie tylko wszystkie przypadki icterus, ale i lipochromatosis. W oparciu o przedstawione

dane (tab. 1 i 2) stwierdzić można, że w określaniu charakteru zażółceń nie można w ogóle opierać się na badaniu makroskopowym i ewentualnej zmienności żółtego zabarwienia. Podstawą badania winno być zastosowanie testów różnicujących, a zwłaszcza testu z NaOH. Podobną wartość w okresie do około 6 miesięcy przetrzymywania tusz mają także testy Retzlaffa i van den Bergha. Pozostałe testy tj. Martina i alkoholowo-eterowy cechują się mniejszą dokładnością i można je stosować w przypadkach, kiedy brak jest możliwości wykonania trzech pierwszych testów.

Analiza 144 przypadków zażółceń stwierdzonych u ubijanego w rzeźniach bydła i świń (tab. 3) wskazuje na wysoki procent przypadków icterus (43,8%). Żółtaczka właściwa występuje stąd dużo częściej niż to można sądzić,

ale jej wykrywanie jest możliwe tylko przy pomocy wymienionych uprzednio testów różnicujących. Dane tab. 3 wskazują ponadto na wyższą nieco częstotliwość występowania zażółceń u świń — 76 przypadków (52,8%) niż u bydła — 68 przypadków (47,2%). W badaniach własnych (tab. 3) wykazano jednak, że u świń rzeźnych występuje dużo częściej icterus (57%) niż u bydła rzeźnego (28%). Jest to dość znamienne zjawisko, związane przypuszczalnie z patologią obu gatunków zwierząt. U bydła natomiast dużo częstsze są przypadki lipochromatosis (72%), niż u świń (43%). Można stąd sądzić, że prawdopodobieństwo występowania icterus jest, przy stwierdzanych w badaniu poubojowym zażółceniach, zdecydowanie wyższe u świń niż u bydła.

Tab. 3. Wyniki różnicowania zażółceń w obrębie gatunków zwierząt

Gatunek	Liczba osobników ze stwierdzonym zażółceniem	w tym określono na podstawie testów jako	
		icterus	lipochromatosis
Świnie	76	44 (57%)	32 (43%)
Bydło	68	19 (28%)	49 (72%)
Razem	144	63 (43,8%)	81 (56,2%)

Wnioski

Przedstawione wyniki badań pozwalają na wyprowadzenie następujących wniosków:

1. Podstawą w różnicowaniu stwierdzonych w badaniu poubojowym zażółceń tkanek a zwłaszcza tkanki tłuszczowej mogą być jedynie

testy różnicujące, a zwłaszcza test z NaOH, a ewentualnie także test Retzlaffa i van den Bergha.

2. Poubojowe przetrzymywanie tusz w chłodni, mające na celu zanik lub zblednięcie żółtego zabarwienia nie ma znaczenia praktycznego i nie powinno być stosowane jako metoda różnicowania zażółceń.

Piśmiennictwo

1. Best C. H., Taylor N. E.: Fizjologiczne podstawy postępowania lekarskiego. PZWL, 1971.
2. Adamczyk E.: Gosp. mięs. 8/9, 13, 1966.
3. Blain K.: Barwniki roślinne. PWRiL, 1967.
4. Berk Z.: Braverman's Introduction to the Biochemistry of foods. Elsevier Publ., 1976.
5. Dietl B.: Żywnienie człowieka. 2, 11, 1975.
6. Logtestijn van J. G.: Institut Voedingsmiddelen van dierlijke oorsprong — Utrecht — odbitka z Handleiding voor het praktikum laboratorium onderzoekmethoden. 1972.
7. Prost E.: Higiena mięsa. PWRiL, 1975.
8. Richter R.: Chemia kliniczna. PZWL, 1971.
9. Scharner E.: Mh. Vet.-Med. 22, 418, 1967.
10. Scheibner G.: Lebensmittelhygienische Produktionskontrolle. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena, 1976.
11. Stankiewicz W.: Badania laboratoryjne w diagnostyce weterynaryjnej. PWN, 1973.
12. Thornton H., Gracey J. F.: Textbook of Meat Hygiene. 6th edition. Bailliere Tindall, 1974.
13. Wałkowiak E., Zakrzewska J.: Medycyna Wet. 32, 502, 1976.
14. Wozniowski R.: Przyczyny i skutki zażółcenia mięsa. Praca dokt. Wydz. Wet. SGGW-AR Warszawa, 1977.

Adres autorów: ul. Akademicka 12, 20-033 Lublin.

Поваковский З., Прост Э. — Исследования дифференциации желтушности туш убойных животных.

На 144 тушах крупного рогатого скота и свиней, показывающих в послеубойном исследовании желтушность тканей, провели исследования относительно: а) уменьшения интенсивности окраски или ее исчезновения во время послеубойного хранения туш в холодильном складе, б) значений пяти тестов, дифференцирующих lipochromatosis от icterus, с

учетом послеубойного хранения туш в холодильном складе. Дифференциацию опирали на следующие тесты: алкогольно-эфирный, Мартена, с NaOH, Ван-ден-Берга и Ретцлаffa. Результаты исследований показали: а) в случаях желтушности тканей более частое появление icterus у свиней (57%) чем у крупного рогатого скота (28%) — (таб. 3), б) сохранение желтой окраски во время хранения туш в холодильном складе и лишь спорадическое уменьшение интенсивности желтушности и то как в случае lipochromatosis так и icterus (таб. 1 и 2), в) возможность дифференциации характера желтушности лишь на основе тестов, из которых особенное значение показал тест с NaOH, а в следующей очередности Ретцлаffa и Ван-ден-Берга.

Nowakowski Z., Prost E. — Studies on the differentiation of carcasses yellowness of slaughtered animals.

On 144 bovine and swine carcasses showing at a post-mortem examination yellowness of tissues there were performed studies in order to: a) diminution of colour intensity or its disappearance in the course of a post-slaughter storage of carcasses in a cooling room, b) estimation of the value of five tests differentiating lipochromatosis from icterus, taking into consideration a post-slaughter storage of carcasses in a cooling room. The differentiation was based on the following tests: alcohol-ether, Martin's, with the use of NaOH, van den Bergh's and Retzlaff's.

The results revealed: a) that in the case of yellowness of tissues icterus appeared more often in pigs (57.0%) than in cattle (28.0%) — (table 3), b) lack of disappearance of yellow coloration of carcasses in the course of their storage in a cooling room, and sporadically only diminution of yellow coloration both in case of lipochromatosis and icterus (table 1 and 2), c) a possibility of the differentiation of a character of yellow coloration of tissues only on the basis of the tests, from which very useful appeared to be the test with the use of NaOH, and then Retzlaff's and van den Bergh's tests.

GASKELL R. M., POVEY R. C.: Wirusowe zapalenie nosa i tchawicy kotów: miejsce namnażania i utrzymywania się wirusa przy ostrym i chronicznym zakażeniu. (Feline viral rhinotracheitis: sites of virus replication and persistence of acutely and persistently infected cats). Res. vet. Sci. 27, 167—174, 1979 (2).

W ostrej formie wirusowego zapalenia nosa i tchawicy kotów (FVR) wirus izolowano najczęściej w największych ilościach z małżowin nosowych, podniebienia miękkiego i migdałków. Stale, jednakże w mniejszych ilościach wirus występował w spojówkach, węzłach chłonnych żuchwowych oraz w górnym odcinku tchawicy. Nieregularnie wirus izolowano z gruczołów ślinowych, środkowego i dolnego odcinka tchawicy oraz tkanki płucnej. Od jednej sztuki z ostrym przebiegiem FVR wirus występował również w wątrobie, śledzionie i zwoju nerwu trójdzielnego. Wirus występował w tkankach ozdrowieńców, którzy nie wydalali wirusa z wydzieliną jamy ustnej i gardzieli. U siewców wirus izolowano z homogenatu małżowin nosowych, podniebienia miękkiego, migdałków, śluzówki jamy ustnej i języka.

G.

HARRY E. G.: Wzrost odporności kurcząt na doświadczalną kolisepticemię po stosowaniu karmy o dużej zawartości siarczynu żelaza. (Increase of resistance to acute experimental coli-septicaemia in chicks given high levels of ferrous sulphate in the diet). Res. vet. Sci. 27, 175—179, 1979 (2).

Badania miały na celu wykazanie czy dodatek żelaza do paszy wpływa na obniżenie śmiertelności kurcząt na posocznicy na tle zakażenia pałeczką okrężnicy oraz określenie czasu utrzymywania się zaburzeń hemato-

logicznych u kurcząt, które przeżyły posocznicy. U kurcząt z doświadczalną posocznicyą w następstwie zakażenia 10^8 komórek *Escherichia coli* 078, karmionych paszą zawierającą 360 mg żelaza/kg w formie uwodnionej siarczynu żelaza odsetek padnięć uległ znacznemu obniżeniu. W następstwie stosowania karmy wzbogaconej w żelazo, poziom tego pierwiastka w płazmie wzrastał statystycznie znacząco. Zmianom nie ulegała natomiast liczba krwinek czerwonych i białych, hematokryt i zawartość hemoglobiny. Zmiany hematologiczne, które rozwijały się w następstwie posocznicy u kurcząt, które przeżyły zakażenie utrzymywały się przez okres 30 dni.

G.

LOKAI M. D., FORD J.: Leczenie wtórnych zakażeń worków powietrznych u koni. (Treatment of secondary guttural pouch infection in horses). Vet. Med. small anim. Clin. 74, 1166—1167, 1979 (8).

U koni zakażenia worków powietrznych rozwijają się w następstwie bakteryjnych zakażeń górnych dróg oddechowych. Z reguły występują one częściej u koni młodych. Obserwacje przeprowadzone na 21 koniach z zapaleniem worków powietrznych wykazały, że przyczyną zapalenia były zakażenia mieszane wywołane przez paciorkowce, gronkowce, pałeczki odmienia i pałeczki okrężnicy. Leczenie polegało na przepłukiwaniu worków powietrznych zawiesiną antybiotyków na które były najbardziej wrażliwe wyosobnione szczepy bakterii z dodatkiem 40 ml wody utlenionej. Płukanie worków powietrznych przeprowadzano trzykrotnie w odstępach jednodniowych.

G.