

HODOWLA I ZOOHIGIENA

JERZY WIŚNIEWSKI

Badanie sprawności działania aparatów udojowych. II. Regulacja powietrznych pulsatorów membranowych*)

Zakład Higieny Zwierząt Instytutu Weterynarii
Kierownik: prof. dr J. WIŚNIEWSKI

Poprzednio (1) wykazano, że wiele pulsatorów działa nieprawidłowo. Celem doniesienia niniejszego było w oparciu o diagramy uregulowanie wadliwie działających pulsatorów badanych w innych oborach niż poprzednio.

Metody i materiał

Zastosowano ten sam pulsograf firmy Dari-Kool (USA) co i poprzednio (1). Badano w kilku oborach wyłącznie pulsatory typu DT-1. Do pomiarów i regulacji wybierano pulsatory losowo. Pulsatorem kontrolnym był pulsator duński (zamontowany na oryginalnym aparacie udojowym, bańkowym (firmy Strange-Hansen**))

Badania objęły: 1. badanie pulsatora połączonego z kubkiem udojowym pracującym na wymieniu i kubkiem nieobciążonym dojem, 2. badanie pulsatora połączonego do aparatu pomiarowego i kubka udojowego długim przewodem (węzem gumowym) dla określenia warunków pomiaru przy takim podłączeniu pulsografu, 3. badanie wpływu na pracę kubka (rejestracja danych na diagramie pulsografu) zmian częstotliwości pulsów, 4. badanie wpływu zmian podciśnienia na ukształtowanie się diagramu. 5. badanie wpływu zmiany membrany gumowej pulsatora na ukształtowanie się diagramu, 6. badanie wpływu zmiany gumy strzykowych na ukształtowanie się diagramu.

We wszystkich powyższych próbach porównywano otrzymane diagramy i one były podstawą dla wnioskowania. Diagram interpretowano zgodnie z instrukcją fabryczną pulsografu, ponadto diagram opisywano mierząc czas pulsu w jednostkach czasu (karkach taśmy pulsografu) oznaczając jako (a) otwieranie się gumy strzykowej, (b) okres ssania-doju, (c) zamykanie się gumy strzykowej oraz (d) okres masażu.

Wyniki

1. Pulsator należy badać z kubkiem nieobciążonym, w okresie międzydojowym, dokonując pomiarów z każdym kubkiem danego aparatu udojowego.

2. Pulsator należy badać podłączając pulsograf do kubka udojowego za pomocą krótkiego oryginalnego (fabrycznie) węza gumowego.

3. Zmiany frekwencji pulsów wpływają przede wszystkim na czas trwania fazy doju. W miarę przyspieszenia częstotliwości pulsów skraca się wielokrotnie i więcej niż faza masażu — faza ssania. Zmianą szybkości pracy pulsatora nie udało się poprawić stosunku faz

*) Autoreferat;

**) Autor poczuwa się do miłego obowiązku podziękować p. Borge Grinsted z Kopenhagi za przyjazd specjalnie do naszego Zakładu dla zapoznania nas z aparaturą pomiarową, a także instruktorowi doju p. Henriksenowi za przeprowadzone pokazy na kursie zorganizowanym wspólnie z ZHW i Wydz. Rol. PWRN w Bydgoszczy.

na bardziej prawidłowy. Fragment pomiarów podano w tabeli 1.

Tab. 1. Wpływ zmian częstości pulsów na diagram (fragment pomiarów)

Ilość pulsów na min.	Podciśn. w mm sł. Hg	Stosunek fazy doju do masażu w %	Składowe pulsu (diagramu)			
			a	b	c	d
20	380	44:56	7	25	4	36
35	370	40:60	6	10	4	22
42	380	40:60	5	9	4	17
50	380	37:63	5	6	4	15
78	380	42:58	6	2	3	8
83	370	33:66	4	2	4	8
214	210	29:71	2	0	3	2

4. Nieznaczne zmiany podciśnienia praktycznie nie wpływają na ilość pulsów tym samym i na stosunek faz. Przy podciśnieniu 200 mm sł. Hg kubek nie pracuje, diagram jest płaski, przy 600 mm sł. Hg zapis daje przedłużenie fazy doju. Są to ciśnienia nieeksploatacyjne.

5. Przy stałych innych parametrach prawidłowych (podciśnienie, częstotliwość) odwrócenie używanej membrany gumowej pulsatora nie dało efektów poprawienia stosunku faz. Wymiana membrany na nową nieznacznie poprawiła pracę kubka.

6. Jakość gumy w gumie strzykowej wpływa na ukształtowanie się diagramu. Zmienia się także częstotliwość pulsów, natomiast brak było wpływu na diagram stanu napięcia

Tab. 2. Charakterystyka pracy pulsatorów w oborze G.

Pulsator	Podciśn. w mm sł. Hg odczytane z taśmy	Ilość pulsów na min.	Stosunek fazy doju do masażu w %	Składowe pulsu (diagramu)			
				a	b	c	d
A	480	31	49:51	9	14	7	17
B	450	42	43:57	7	8	6	14
C	470	53	46:54	6	7	4	11
D	430	60	44:56	6	5	5	9
E	430	53	43:57	6	6	4	12
F	420	60	44:56	7	4	4	10
G	440	48	52:48	8	8	4	11
H	440	53	46:54	8	5	5	10
I	450	62	37:63	4	5	5	10

(karby trzonu gumy strzykowej) gumy. W krańcowym wypadku różnica częstotliwości (przy stałych innych parametrach) dla dwóch różnych gum strzykowych pracujących z tym samym pulsatorem wynosiła 11 pulsów na minutę.

Ponadto potwierdzono poprzednio ogłoszone wyniki (1), z których widać, że cechą pulsatorów DT-1 badanych w opisanych warunkach pomiarowych i eksploatacyjnych jest niekorzystny stosunek fazy doju do masażu i że tego stosunku nie udaje się poprawić. W końcu (tab. 2) potwierdzono spostrzeżenia, że w danej oborze mogą być rozregulowane pulsatory i każdy z nich pracuje inaczej. Ponieważ nie ma zasady, że danym pulsatorem zawsze doi

się te same krowy, w praktyce krowy są poddawane różnym bodźcom, jeżeli za ważny bodziec przyjmie się — a należy to uczynić — szybkosc pracy pulsatora.

Na podstawie pomiarów, które przedstawiono w streszczeniu, autor dochodzi do przekonania, że szczegółowa analiza działania pulsatorów jest konieczna ze względu na konieczność dojenia krów w sposób prawidłowy tj. przy właściwym zachowaniu stosunku czasu doju do masażu, który w pulsatorach DT-1 wydaje się niekorzystny i nie daje się wyregulować.

Piśmiennictwo

1. Wiśniowski J.: Medycyna Wet., 24, 1, 1968.

Adres autora: prof. dr Jerzy Wiśniowski, Bydgoszcz, Świerczewskiego 35, Instytut Weterynarii.

WIESŁAW PODGÓRSKI, ZYGMUNT SZKUTNIK

Działanie różnych temperatur środowiska na poziom jodu związanego z białkiem (PBJ) i glutationu (GSH) we krwi królików

Katedra Zoohigieny Wydziału Zootechnicznego WSR w Lublinie
Kierownik: prof. dr A. CHODKOWSKI

Temperatura otoczenia powoduje powstawanie w organizmie zwierzęcym różnorodnych reakcji fizjologicznych, objawiających się m.in. zmianą podstawowej przemiany materii, rytmu oddechowego, tętna, uwodnienia krwi i zmiany jej składu, aktywności gruczołów wewnętrznego wydzielania itp.

Temperatura środowiska powoduje powstawanie w odpowiednich termoreceptorach skóry bodźców nerwowych, które są przekazywane do ośrodka regulacji temperatury ciała w podwzgórze, a podwzgórze z kolei wywiera m.in. wpływ na wydzielanie przez przysadkę mózgową hormonu tyreotropowego (TSH), regulującego czynność tarczycy. Wpływ temperatury na aktywność wydzielniczą gruczołu tarczycowego stwierdzili Blincoe i Brody (5), Flamboe i Reineke (7), Johnson i Ragsdale (14) oraz Premachandra i wsp. (25).

Aktywność wydzielniczą tarczycy można określić przez oznaczenie w surowicy krwi jodu związanego z białkiem (PBJ). Wprawdzie nie cała ilość jodu w PBJ reprezentuje aktywne hormony tarczycy, gdyż w skład jego wchodzi i związki jodu nieaktywne, jednakże jak wykazały badania Hyde (11), Schatz'a (29), Swyngedaau' a (31), Taurog'a i Chaikoff'a (33), w normalnym stanie organizmu, jod związany z białkiem odzwierciedla czynność wydzielniczą gruczołu tarczycowego. Hormony produkowane przez tarczycę wywierają znaczny wpływ na kierunek procesów metabolicznych i ich intensywność.

Intensywność przemian metabolicznych organizmu łączy się z utrzymaniem aktywności układów enzymatycznych. Aktywność enzymatyczna dehydrogenaz, zawierających grupy sulfhydrylowe SH, jest warunkowana obecnością glutationu spełniającego funkcję koenzymu (20, 12, 13). Glutation, trójpętyd glicyno-glutamino-cysteinowy występuje m.in. w płynach śródkomórkowych tkanek zwierzęcych, gdzie spełnia doniosłą rolę w procesach podziału komórek i formowaniu się ich struktur (24), jest ważnym czynnikiem w procesach wzrostu (23, 26, 30), przy czym Kidwell i wsp. (18) obserwowali obniżenie się poziomu glutationu w krwi, wywołane przyrostami wagowymi. Powyższe dane wskazywałyby, że poziom glutationu w krwi uzależniony jest od intensywności metabolizmu, na który wpływa m.in. aktywność tarczycy. Lazarow (20) podaje, że operacyjne usunięcie

tarczycy, jak również podanie tiomocznika, metylobu lub propylotiouracylu, substancji hamujących czynność tarczycy, wywołuje wzrost poziomu GSH w krwi, natomiast u osobników z nadczynnością tarczycy poziom GSH jest obniżony. Kamak i wsp. (15) stwierdzili ujemną korelację pomiędzy poziomem BEJ (jod ekstrahowany butanolem) i GSH u cieląt poddanych działaniu różnych dodatknych temperatur środowiska. Natomiast w dostępnej literaturze nie znaleziono danych o kształtowaniu się poziomu jodu związanego z białkiem oraz glutationu w krwi zwierząt, wystawionych na działanie temperatur ujemnych i wysokich dodatknych temperatur środowiska.

Materiał i metody

Do doświadczeń użyto 10 królików nierasowych, obu płci, pochodzących z jednego gniazda, o ciężarze 2,5—3,0 kg. Przed doświadczeniem króliki poddano 14-dniowej aklimatyzacji w zwierzętarni, w temperaturze około 20°C. Po okresie adaptacji króliki umieszczono w pojedynczych klatkach i ulokowano je po 5 sztuk w specjalnie zbudowanych klimatyzatorach (32). Doświadczenie trwało 24 dni. W klimatyzatorze „zimnym” temperaturę utrzymywano na jednakowym poziomie -15°C, zaś w klimatyzatorze „ciepłym” temperatura wynosiła +28°C.

Przed rozpoczęciem doświadczenia pobierano krew z żyły brzożnej ucha celem ustalenia normy wyjściowej, poziomu PBJ i GSH. W czasie przeprowadzania doświadczenia oznaczenia te powtarzano po 6, 12, 18 i 24 dniach. Uzyskane wyniki porównywano z wartościami otrzymanymi przed rozpoczęciem doświadczenia. Króliki żywiono mieszanką zbożową, marchwią karotką, świeżo skoszoną trawą oraz sianem łąkowym *ad libitum*.

W badaniach nad poziomem PBJ krew bezpośrednio po pobraniu odwirowano, celem uzyskania surowicy, a oznaczenia PBJ dokonano przy użyciu metody Barkera i Humprey'a (3) opartej na zasadzie Sandell'a i Kolthoff'a (28), w modyfikacji Górskiego i Bobka (8), na fotometrze Pulfricha z przystawką „Elpho”, w kuwetach o grubości 1 cm, z użyciem filtru S-42. Poziom glutationu (GSH) oznaczano w pełnej krwi świeżej według przepisu analitycznego Grunert'a i Philips'a (9), przy użyciu fotometru Pul-