

3. U termometrowanych sztuk bydlęcych przed ubojem przeciętnie 2% sztuk wykazuje temperaturę powyżej 40°.

4. Uważa się za wskazane poddać termometrowaniu wszystkie zwierzęta przed ubojem.

Zapoczątkowane metody usprawnienia badania przedubojowego wymagają dalszych badań i dalszej modyfikacji samego aparatu, w celu przystosowania go do masowego stosowania. Badania te są w dalszym ciągu przeprowadzane przez autorów i, wyniki będą ogłaszane w dalszych kolejnych pracach.

Adres autora: prof. dr Lesław Ogielski, Wrocław, ul. Norwida 29.

Огельский Л., Адамчик Э. — Применение термисторового термометра в передубойном исследовании крупного рогатого скота.

Исследовали 1050 голов крупного рогатого скота на 12 часов перед убоем при помощи термисторового термометра. У 22 животных (2%) установили температуру 40,1°—42,0° Ц без каких-либо других отклонений от нормы. В большинстве случаев во время послеубойной экспертизы нашли изменения обуславливающие повышенную температуру тела. Авторы внушают введение термометрирования всех убойных животных перед убоем. Применяя соответственную организацию работы можно исследовать одним аппаратом ок. 100 в 1 час.

Ogielski L., Adamczyk E. — The use of a thermistor thermometer in the investigation of cattle before slaughter.

The authors used a thermistor thermometer to measure the temperature of cattle before slaughter. 1050 cattle were examined 12 hours before slaughter. 22 had temperatures of 40.1—42°C (2%). These animals showed no exterior variations from the norm. In the majority of cases in these animals, changes were found in the post-mortem examination which explained the increased temperature. The authors suggest introducing taking internal temperature in all animals before slaughter. By suitable organization, 100 cattle can be examined for temperature in 1 hour.

Ogielski L., Adamczyk E. — Anwendung eines thermistoren Wärmemessers bei Rinderuntersuchung vor der Schlachtung.

Verfasser haben zur Messung der Innentemperatur bei der Untersuchung der Rinder vor der Schlachtung einen thermistoren Wärmemesser angewendet. Auf 12 Stunden vor der Schlachtung wurde bei 1050 Rinder die Temperaturmessung vorgenommen. Bei 22 Rindern (2%) hat man die Temperatur 40,1 bis 42 C festgestellt. Die Tiere bekundeten äusserlich keine Abweichungen von der Norm. In Mehrzahl der Fälle hat man bei diesen Tieren bei der postmortalen Beschaung Veränderungen wahrgenommen, welche die Temperaturerhöhung begründeten. Die Verfasser suggerieren Einführung der Messung von Innentemperatur bei allen Tieren vor der Schlachtung. Bei entsprechender Arbeitsorganisation können in einer Stunde ca 100 Tiere derart durchgemustert werden.

MARCIN SZULC

Szybka metoda kolorymetrycznego oznaczania glikogenu w tkance mięśniowej

Katedra Higieny Produktów Zwierzęcych Wydziału Wet. SGGW w Warszawie
Kierownik: Prof. dr J. HAY

Oznaczanie glikogenu w tkankach zwierzęcych przeprowadza się dość często zarówno w zakresie biochemii, jak również higieny i technologii mięsa.

Dużą wartość posiada więc dla tych dyscyplin metodyka ilościowego oznaczania glikogenu, cechująca się dostateczną dokładnością, a jednocześnie możliwie prosta i wygodna w wykonaniu.

Klasyczna metoda ilościowego oznaczania glikogenu w tkankach zwierzęcych została opisana między innymi przez Pflügera jeszcze przed rokiem 1905 (9). Zasada analizy polega na ekstrakcji i wytrąceniu glikogenu, następnie na jego hydrolizie do glikozy i ostatecznie na oznaczaniu tego monosacharydu.

W pierwotnej swojej postaci metoda ta stosowana jest dość często do dnia dzisiejszego. Zmiany i modyfikacje wprowadzone przez późniejszych autorów dotyczą najczęściej tylko poszczególnych etapów badania, a zwłaszcza sposobu ekstrakcji glikogenu i metody pomiaru glikozy. Podstawowa zasada oznaczania pozostaje natomiast niezmienną.

Ujemna strona tych metod, które mogą być wszystkie określone jako klasyczne, jest dość duża, a mianowicie: czasochłonność, a przy tym możliwość niecałkowitej ekstrakcji glikogenu, strat związanych z jego oddzieleniem po wytrąceniu oraz możliwość niecałkowitej hydrolizy, co w efekcie może rzutować na dokładność otrzymywanych wyników. Zagadnienia te były dyskutowane w dość licznych publikacjach (1, 5, 6, 8, 11).

Poważniejszą zmianą w stosunku do metod klasycznych było oznaczanie glikogenu bezpośrednio, tj. bez jego hydrolizy do glikozy, lecz również po wytrąceniu z badanej tkanki (8).

Zasada oznaczania

W ramach badań prowadzonych przez autora nad zagadnieniem trwałości mięsa, zaistniała konieczność dokonywania licznych oznaczeń ilościowych glikogenu w mięśniach zwierząt doświadczalnych, w dokładnie określonych warunkach eksperymentalnych. Mając na uwadze wspomniane wyżej ujemne strony metod klasycznych uważałem, że oparcie się na tych metodach nie stanowiłoby rozwiązania zadowalającego.

Opracowana metoda polega na oznaczaniu glikogenu w tkance mięśniowej bez jego wytrącenia z tkanki oraz bez hydrolizowania do glikozy. Oznacza się bezpośrednio glikogen zawarty w wywarze mięsnym o znanym rozcieńczeniu.

Oznaczanie ilościowe oparto na metodzie kolorymetrycznej, wykorzystując reakcję barwną glikogenu z wolnym jodem, stosowaną powszechnie do oznaczeń jakościowych.

Choć metoda została opracowana i sprawdzona dla tkanki mięśniowej, to jednak na podstawie wstępnych badań uważam, że może mieć ona również zastosowanie do oznaczeń glikogenu w innych tkankach zwierzęcych.

Przygotowanie próbki do oznaczenia

Do 50 ml. zlewki uprzednio wytarowanej i z zaznaczonym poziomem 20 ml, odważa się 2-gramową próbkę mięśnia. Odważkę rozdrabnia się dokładnie nożycami i zalewa 20 ml wody destylowanej. Zawartość gotuje się w zlewce na małym płomieniu przez około 30 min. Należy zwracać uwagę, aby wywar nie przypalał się na ściankach zlewki.

Po odstawieniu wszystkie rozgotowane kawałki mięśnia przenosi się ilościowo do moździerzyka i dokładnie rozciera z niewielką ilością wody destylowanej.

Po dokładnym roztarciu zawartość moździerzyka przenosi się ilościowo z powrotem do zlewki z wywarem, splukując moździerzyk kilkakrotnie wodą destylowaną.

Objętość zawiesiny w zlewce powinna przekraczać kreskę zaznaczającą 20 ml, tj. powinna wynosić około 25 ml. Zawartość zlewki ogrzewa się ponownie na małym płomieniu około 15 min. do czasu zmniejszenia się objętości poniżej 20 ml. W czasie ogrzewania zawiesinę należy stale mieszać bagietką, aby zabezpieczyć przed wypryskaniem. Po odparowaniu i ostudzeniu do temp. otoczenia, zawartość zlewki uzupełnia się wodą destylowaną do masy 20 g. Rozcieńczenie mięśnia w wywarze wynosi 1:10. Następnie zawartość zlewki przelewa się do próbówki wirówkowej 50 ml i wiruje przez 10 minut przy 3 tys. obrotów/min.

10 ml odwirowanego roztworu z nad osadu przenosi się pipetą (ostrożnie, aby nie zmącić zawartości) do suchej zlewki 50 ml i dodaje się 10 ml 6 M roztworu HNO_3 . Po wytrąceniu się białka zawartość przenosi się ponownie do próbówki wirówkowej i odwirowuje jak poprzednio przez 10 min. przy 3 tys. obr./min.

10 ml płynu z nad osadu przenosi się pipetą do zlewki, otrzymując ostateczny roztwór do oznaczania glikogenu, stanowiący 20-krotne rozcieńczenie badanego mięśnia.

Roztwór powinien być zupełnie klarowny.

Pomiar glikogenu powinien być wykonany w dniu przygotowania roztworu.

Pomiar kolorymetryczny glikogenu

Do 10 ml przygotowanego wyżej roztworu dodaje się 1 ml płynu Lugola (J_2 — 1,0 g; KJ — 2,0 g; H_2O — 300 ml), lub innego odczynnika jodowego o zbliżonej zawartości J_2 .

Bezpośrednio po dodaniu odczynnika przeprowadza się pomiar kolorymetryczny roztworu za pomocą dowolnego spektrofotometru, przy długości fali ok. 510μ . Przepuszczalność roztworu określa się w stosunku do wody destylowanej jako rozpuszczalnika.

Ponieważ dla roztworów o zawartości glikogenu powyżej 0,05% krzywa przepuszczalności ulega zagięciu nie spełniając prawa Lamberta-Beera, roztwory o wyższych stężeniach należy dodatkowo rozcieńczyć tak, aby zawartość glikogenu nie przekraczała w nich 0,05%.

Sporządzanie krzywej wzorcowej

Do 12 kolbek lub zlewek 50 ml odmierza się po 5 ml: do pierwszej — wodę destylowaną, do następnych — kolejno wodne roztwory glikogenu 0,005%, 0,01%, 0,02%, 0,03%, 0,04%, 0,05%, 0,06%, 0,07%, 0,08%, 0,09%, 0,1%.

Następnie do każdego naczynka dodaje się 5 ml 6 M roztworu HNO_3 oraz 1 ml płynu Lugola.

Przepuszczalność każdego roztworu mierzy się bezpośrednio po dodaniu do niego kwasu i odczynnika jodowego.

Otrzymuje się w ten sposób 12 punktów krzywej przepuszczalności dla roztworów: zerowego oraz o stężeniach 0,0025, 0,005, 0,010, 0,015, 0,020, 0,025, 0,030, 0,035, 0,040, 0,045 i 0,050 glikogenu.

Dyskusja

Przedstawiona metoda oznaczania glikogenu cechuje się prostotą i szybkością wykonania.

Czas trwania analizy wraz z pomiarem nie przekracza 2 godzin. Jedna osoba może prowadzić równoległe 4 lub nawet 6 próbek.

Metoda cechuje się w pełni wystarczającą czułością dla badań wykonywanych w dziedzinach higieny i technologii mięsa. Najmniejsze wykrywalne stężenie glikogenu w badanym roztworze wynosi 0,001%. Wartości dla glikogenu w mięśniach poszczególnych rodzajów zwierząt, otrzymywane przy oznaczaniu opisywaną metodą są na ogół zgodne z poziomem tego wielocukru w mięśniach, podanym w literaturze. Powtarzalność uzyskiwanych wyników nie nasuwa zastrzeżeń.

Opracowana metoda, jak każda opierająca się na pomiarze spektrofotometrycznym nadaje się szczególnie do prowadzenia oznaczeń wykonywanych w większych ilościach, a zwłaszcza w dłuższych seriach. Zabiegi wykonywane w okresie obróbki badanego materiału, tj. przygotowanie go do pomiaru zapewniają dostatecznie dokładne wyekstrahowanie glikogenu do wywaru.

Jednocześnie stwierdzono, że sposób przygotowania próbek do pomiaru nie przyspiesza hydrolizy glikogenu w stopniu, który mógłby rzutować na wartość otrzymywanych wyników.

Jako odczynnik jodowy może być stosowany nie tylko płyn Lugola, lecz również odczynnik o innym stosunku J_2 do KJ, z tym jednak, że ilość wolnego jodu dodawanego do badanego roztworu musi być zbliżona do ilości J_2 dodawanej z płynem Lugola. Barwa otrzymywana przy pomiarze jest całkowicie specyficzna dla glikogenu. Żaden inny składnik tkanek zwierzęcych nie daje podobnej reakcji barwnej z jodem (8).

Obecność białka w badanym wywarze nie przeszkadza w tworzeniu się barwy ani nie wpływa na jej intensywność. Pomiary glikogenu o znanym i tym samym stężeniu, wykonane w wodzie i w wywarze mięsnym prowadziły do uzyskania tych samych wartości przepuszczalności. Jednakże niektóre wywary mięsne (około 15—25%) nie były całkowicie klarowne, a pojedyncze z nich nawet wyraźnie mętne. Zmętnienie to, pochodzące od białka i nie dające się usunąć ani przez wirowanie ani przez sączenie, uniemożliwiało otrzymanie dla tych próbek prawidłowych wyników pomiaru kolorymetrycznego. Wytrącenie białka roztworem HNO_3 prowadziło do uzyskania pełnej klarowności wywarów.

W trakcie doświadczeń okazało się również, że dodatek kwasu azotowego wpływa korzystnie na intensywność barwy glikogenu z jodem, co prowadzi do zwiększenia czułości pomiaru.

Jednocześnie stwierdzono, że barwa uzyskana w obecności kwasu azotowego jest znacznie bardziej trwała niż w roztworach bez dodatku kwasu.

Krisman, Summer, Somers (8) jak również inni autorzy zwracają uwagę na fakt, że barwa

glikogenu z jodem zanika stopniowo wraz ze wzrostem temperatury roztworu.

Przy stałej temperaturze pomiarów fakt ten nie miałby istotnego wpływu na otrzymywane wyniki.

W trakcie własnych doświadczeń zauważono jednak, że otrzymywana barwa glikogenu z jodem zanika również w stałej temperaturze, gdy roztwory przetrzymywane są w naczyniach otwartych.

Zjawisko to, które nie było nigdzie sygnalizowane w dostępnej mi literaturze, stwarza konieczność dokonywania pomiaru spektrofotometrycznego roztworów niezwłocznie po dodaniu odczynnika jodowego. Już kilkunastominutowe opóźnienie pomiaru może prowadzić do uchwytynego zwiększenia się przepuszczalności wyciągu.

Jak wspomniano wyżej, dodatek HNO_3 do roztworu podnosi bardzo wyraźnie trwałość zabarwienia. W wykonanych doświadczeniach stwierdzono, że gdy w roztworach wodnych glikogenu z jodem bez HNO_3 , barwa zanika w okresie 24 godzin prawie całkowicie, to barwa roztworów glikogenu o tym samym stężeniu, lecz w obecności kwasu azotowego pozostaje

prawie niezmieniona. Wydaje się, że zjawisko to zasługuje na oddzielne badania.

Stwierdzono również, że w roztworach zalkalizowanych tworzenie się barwy ulega gwałtownemu osłabieniu, przy czym roztwór uzyskuje dość intensywny, charakterystyczny zapach. Obserwacje te są zgodne z wynikami badań *Krismana*, który tłumaczy to zjawisko tworzeniem się podjodynu (8).

Piśmiennictwo

1. Bloom W. L., Lewis G. T., Shumpert M. Z., Shen T.: J. Biol. Chem. 188, 631 (1951).
2. Drozdow N. I., Zhuravskaja N.: Miasnaja Ind. SSSR 5, 72 (1952).
3. Homolka J.: Diagnostyka biochemiczna, PZWL, Warszawa (1951).
4. Kemp A. i inni: Biochem. J. 56, 646 (1954).
5. Kitz van Heijningen A. J. M., Kemp A.: Biochem. J. 59, 487 (1955).
6. Koritz S. B., Munck A.: Biochem. et Biophys. Acta 39, 543 (1960).
7. Korzybski T.: Med. Doświadc. i Mikrobiol. 1, 273 (1962).
8. Krisman C. R.: Analytical Biochem. 1, 17 (1962).
9. Pflüger E. F. W.: Das Glykogen, Bonn 1905.
10. Seifler S. i inni: Arch. Biochem. 25, 191 (1956).
11. Stefaniak B.: Polskie Archiwum Wet. 8, 3, 453 (1964).
12. Utzig J.: Zeszyty Naukowe WSR we Wrocławiu 42, 247 (1964).
13. Van der Klei B. J.: Biochim. et Biophys. 7, 481 (1951).
14. Verity M. A., Brown W. J.: The Journal of Laboratory and Clinical Medicine 62, 5, 846 (1963).

Adres autora: dr Marcin Szulc, Warszawa 1, ul. Bielańska 3 m. 25.

JÓZEF GRACZ

Wspólna linia uboju bydła i trzody chlewnej

Katedra Technologii Mięsa WSR w Poznaniu

Kierownik: prof. dr W. PEZACKI

W ramach modernizacji poszczególnych rzeźni coraz częściej dokonuje się koncentracji linii ubojowych wszystkich rodzajów zwierząt w jednej hali produkcyjnej. Znane jest już prowadzenie ubojów trzody chlewnej oraz cieląt i owiec przy wykorzystaniu tych samych urządzeń technicznych. Nowe rozwiązania architektoniczno-przestrzenne przewidują także zamienne wykorzystywanie przedubojowych powierzchni magazynowych przez wszystkie rodzaje żywca rzeźnego oraz wspólne pomieszczenia (urządzenia) chłodnicze dla wszystkich rodzajów mięsa.

Większość zakładów o dużej mocy produkcyjnej przeprowadziła już odpowiednie modernizacje i adaptacje oddziałów ubojowych, względnie posiada gotowe koncepcje rozwiązań organizacyjno-technicznych w tym zakresie. Natomiast dla zakładów o średniej mocy przetwórczej brak do tej pory ostatecznej optymalnej koncepcji w zakresie kompleksowej modernizacji, wzgl. rekonstrukcji urządzeń ubojowych. W tej sytuacji ciekawe i na uwagę zasługujące wydaje się techniczne rozwiązanie wspólnej linii ubojów trzody chlewnej i bydła przeznaczone dla zakładów o średniej wielkości przerobowej. Linię taką oddano do eksploatacji w rzeźni przemysłowej Zakładów Mięśnych w Gyöngyös w Węgierskiej Republice Ludowo-Demokratycznej. Plan sytuacyjny rozmieszczenia poszczególnych oddziałów produkcyjnych w całym zakładzie przedstawia rysunek 1.

Zadaniem tego zakładu jest prowadzenie produkcji przetwórczej na zaopatrzenie ludności miasta Gyöngyös (ok. 30 tys. mieszkańców) oraz ubój bydła i trzody chlewnej na cele eksportowe i tworzenie rezerw. Zdolność produkcyjna kombinowanej linii ubojowej wynosi 480 sztuk świń, względnie 280 sztuk bydła na 8 godzin pracy. Pełna obsada stanowisk obróbczych wynosi przy

uboju trzody chlewnej 24, a przy uboju bydła 18 pracowników.

Technika uboju poszczególnych rodzajów zwierząt przedstawia się następująco (rys. 2).

I. Ubój trzody chlewnej

Żywiec przepędzany jest z pobliskiego (ca 80 mb) magazynu do poczekalni przedubojowej (1) gdzie poddany zostaje myciu strumieniem zimnej wody. Oszołomienie następuje w przyległym pomieszczeniu (2) prądem elektrycznym (70V) przy pomocy stałych, tj. nierozwieranych szczypiec. Po oszołomieniu tusza zostaje wieszana na pętli łańcuchowej za tylną kończynę i przy pomocy podnośnika półpionowego (3) zawieszona na płaskownikowym przenośniku jednoszynowym (4). Przenośnik ten stanowi wspólne urządzenie transportowe świń i bydła z wyjątkiem odcinków: A—B, D—C i E—F, który obsługuje tylko trzodę oraz A—C i G—F, na którym transportowane jest jedynie bydło.

Przenośnik usytuowany jest na wysokości ok. 4,30 m nad posadzką i w miejscach nie objętych przesuwem mechanicznym posiada spad w granicach 3—4%. Zmniejsza to wysiłek potrzebny do ręcznego przesuwu tusz, zawieszonych na wózkach rolkowych przenośnika.

Po przesunięciu tuszy świńskiej nad wykrwawialnik (5) (jest to zabezpieczona kratka metalowa rynna wielospadowa) następuje jej klucie i wykrwawienie w pozycji wiszącej. Następny zabieg technologiczny „oparzenie” przeprowadzane jest w sposób zależny od kierunku przeznaczenia półtuszy i może być dwojakie:

1) jeżeli połówki przekazane będą do przetwórstwa krajowego wówczas następuje zdjęcie kruponu skórzanego z całej tuszy, z wyjątkiem okrywy skórnej nóg i głowy, która zostaje oparzona,

2) jeżeli półtusze przeznaczone zostają na cele ek-