

BADANIA NAD ROZPUSZCZALNOŚCIĄ W WODZIE BIAŁEK MIĘŚNIA NAJDŁUŻSZEGO GRZBIETU U ŚWIŃ

TADEUSZ KOŁCZAK *, MIROŚLAWA WEBER ** I ZYGMUNT EWY *

* Zakład Fizjologii Zwierząt Instytutu Zootechniki, Kraków

** Katedra Chemii Fizjologicznej Akademii Medycznej, Kraków

Występowanie mięsa o wodnistej strukturze u świń związane jest z szybko postępującą glikolizą po uboju (Wismer-Pedersen, 1959; Lawrie, 1960; Briskey i Wismer-Pedersen, 1961; Bendall i wsp., 1963; Charpentier i Goutefongea, 1963; Sayre i wsp., 1963; Fujimaki, 1964; Kastenschmidt i wsp., 1968). Niskiemu pH i wysokiej temperaturze w mięśniach po uboju towarzyszy znaczne obniżenie się rozpuszczalności białek sarkoplazmy i miofibryli (Bendall i Wismer-Pedersen, 1962; McLoughlin, 1963; Sayre i Briskey, 1963; Scopes, 1964; Topel i wsp., 1967; Kołaczak, 1968).

Bendall i Wismer-Pedersen (1962) sugerują, że przyczyną wodnistej struktury mięsa jest denaturacja i precypitacja białek sarkoplazmy na miofibrylach, czyniąc je nierozpuszczalnymi w buforach o wysokim stężeniu jonowym. Badania przeprowadzone przez McLoughlina i Goldspinka (1963) oraz Goldspinka i McLoughlina (1964) wskazują również, że w warunkach niskiego pH i wysokiej temperatury w mięśniach po uboju białka sarkoplazmy mogą ulegać denaturacji i precypitacji.

Do tej pory jest nie wiadomo, czy wszystkie białka sarkoplazmy w jednakowym stopniu ulegają częściowej denaturacji, względnie czy tylko niektóre z nich są specjalnie podatne na denaturację.

Charpentier i Goutefongea (1963), badając skład białkowy sarkoplazmy mięsa o wodnistej strukturze oraz mięsa normalnego przy pomocy elektroforezy na żelu skrobiowym, nie stwierdzili różnic w rozdziale elektroforetycznym. Scopes i Lawrie (1963) wykazali, że frakcja białkowa sarkoplazmy mięsa o wodnistej strukturze, mająca właściwości fosfotransferazy kreatyny, ulega denaturacji w mięśniach po uboju. Charpentier i Goutefongea (1964) stwierdzili również różnice w gęstości izoenzymów dehydrogenazy mleczanowej sarkoplazmy mięsa o wodnistej strukturze w porównaniu z sarkoplazmą mięsa normalnego.

Hart (1962), traktując wodny ekstrakt z mięsa normalnego buforem fosforanowo-cytrynianowym o pH 4,6, stwierdził po 30 min. znaczne

zmętnienie będące wynikiem koagulacji i precypitacji białka, natomiast zmętnienie ekstraktu z mięsa o wodnistej strukturze było niewielkie. Podobne rezultaty uzyskali Vold (1965), Kołczak (1966) oraz Ockerman i Cahill (1968). Jest nie wiadomo, jakie białka sarkoplazmy ulegają precypitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym o pH 4,6 oraz jakie są przyczyny tak dużych różnic w wartościach zmętnienia wodnych ekstraktów z mięsa normalnego i z mięsa o wodnistej strukturze. Zbadaniu tego problemu poświęcono niniejszą pracę, starano się również wyjaśnić, jakie białka sarkoplazmy mięsa o wodnistej strukturze ulegają denaturacji w mięśniach po uboju.

MATERIAŁ I METODY

Doświadczenie przeprowadzono na mięsie wieprzowym w Stacji Kontroli Użytkowości Rzeźnej Trzody Chlewnej w Chorzelowie. Próbkę mięsa pobrano od dwóch ras świń: wielkiej białej i polskiej białej zwislouchej, w pracy nie uwzględniono jednak różnic pomiędzy obu rasami, lecz kierowano się tylko jakością mięsa. Warunki żywienia i uboju zwierząt oraz rozbioru i chłodzenia tuszy były według metodyki pracy stacji kontroli dla wszystkich świń jednakowe (Kielanowski i wsp., 1957).

Do badania użyto próbek mięśnia najdłuższego grzbietu o różnej jakości, od mięśni o skrajnie wodnistej strukturze do mięśni o ciemnoczerwonej barwie, suchej i zwartej strukturze. Próbkę mięśnia pobierano w 24 godz. po uboju, za ostatnim kręgiem piersiowym.

Jakość mięśni była określana na podstawie następujących pomiarów i metod: a) pomiar zmętnienia wodnego ekstraktu mięśniowego w buforze fosforanowo-cytrynianowym według metody Harta (1962) w modyfikacji Kołczaka (1968), b) pomiar pH mięśnia najdłuższego grzbietu w 45 min. po uboju, używając pehametru „Radiometer — PHM 12 b” i elektrod sztyletowych: szklanej G-213 C i kalomelowej K-4111, c) pomiar wodnistości mięsa według metody podanej przez Briskeya i wsp. (1959), d) wzrokową ocenę wodnistej struktury mięsa stosując podział na 4 klasy.

Próbkę mięśnia o ciężarze około 50 g, bezpośrednio po pobraniu jej z tuszy, umieszczono w cienkim woreczku gumowym i przechowywano w stałym dwutlenku węgla maksymalnie do 4 dni.

METODY

Zamrożoną próbkę mięśnia o określonej jakości krajano na skrawki grubości 30 μ przy pomocy mikrotomu mrożonego dwutlenkiem węgla. 10 g zamrożonych skrawków mięśniowych ekstrahowano wodą destylowaną dopełnioną do ogólnej objętości 30 ml. Ekstrakcję prowadzono w temperaturze 2°C przez 24 godz. Następnie zawartość wirowano przez

20 min. przy 800 xg. Płyn znad osadu filtrowano przez bibułę filtracyjną Whatman nr 3 MM otrzymując wodny ekstrakt z mięśnia.

W wodnym ekstrakcie z mięśnia oznaczano poziom azotu ogólnego i poziom azotu niebiałkowego. Po odjęciu od azotu ogólnego ilości azotu niebiałkowego otrzymywano zawartość azotu białkowego. Do dwóch probówek dawano po 1 ml wodnego ekstraktu mięśniowego oraz po 5 ml buforu fosforanowo-cytrynianowego (pH 4,6) i pozostawiano w temperaturze 20°C na 30 min. Następnie obie probówki ze zmętniałym roztworem schładzano w wodzie z lodem. Z jednej odczytywano wysokość zmętnienia. Drugą wirowano w niskiej temperaturze przez 3 min. przy 1500 xg. Płyn znad osadu zlewano, a osad przemywano dwukrotnie buforem fosforanowo-cytrynianowym (pH 4,6). Następnie do osadu dodawano trzykrotnie niewielkie ilości stężonego kwasu siarkowego (w sumie 5 ml), zawartość każdorazowo przenoszono ilościowo do kolby Kjeldahla i po trzykrotnym przepłukaniu probówek wodą destylowaną, mieszaninę spalano i oznaczano zawartość azotu.

Równocześnie przeprowadzano elektroforezę białek wodnych ekstraktów z mięsa normalnego i z mięsa o wodnistej strukturze na żelach agarowym i akrylamidowym. Również rozdzielowi elektroforetycznemu poddawano wodne ekstrakty z obu typów mięsa, z których strącono część białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym w ciągu 30 min. Ponieważ stężenie białka w wodnych ekstraktach mięśniowych, w których strącono białko w buforze fosforanowo-cytrynianowym w sposób opisany powyżej, było za małe, dlatego też postępowano nieco inaczej. Mianowicie, do 4 ml wodnego ekstraktu mięśniowego dodawano 4 ml buforu fosforanowo-cytrynianowego i postępowano w sposób opisany poprzednio z tym, że bezpośrednio po schłodzeniu i odwirowaniu płyn znad osadu zlewano i natychmiast zamrażano w suchym lodzie. Również wodne ekstrakty z mięsa do czasu przeprowadzenia elektroforezy przechowywano w suchym lodzie. Przed biegiem elektroforetycznym roztwory odmrażano i natychmiast nakładano na uprzednio przygotowane żele.

Azot oznaczano mikrometodą Kjeldahla w aparacie Parnasa-Wagnera. Azot niebiałkowy określano przez pomiar azotu ogólnego w ekstraktach, w których strącono białko równą objętością 20% kwasu trójchlorooctowego. W roztworach poddanych elektroforetycznemu rozdzielowi oznaczano stężenie białka w reakcji biuretowej z odczynnikiem Benedykta (Bailey, 1962).

ELEKTROFOREZA

Badania elektroforetyczne przeprowadzono na 8 próbkach mięśni o wodnistej strukturze i 7 próbkach mięśni normalnych.

Elektroforezę na żelu agarowym przeprowadzono według metod podanych przez Grabara i Williamsa (1953, 1955) w modyfikacji Schei-

deggera (1955). Bacto-agar (Difco, Detroit, USA) oczyszczano wg sposobu podanego przez Garbara i Nurtina (1960). Do elektroforezy używano 1% żelu agarowego w buforze weronal sodu — HCl o pH 8,3 i sile jonowej 0,025. Natomiast bieg elektroforetyczny przeprowadzano w buforze weronal sodu — HCl o pH 8,3 i sile jonowej 0,05. Czas trwania elektroforezy wynosił 2,5 godz. przy różnicy potencjału 6—8 V/cm. Płytki z żelem po zakończonej elektroforezie barwiono 0,1% roztworem czerni amidowej (Amido-Black 10 B). Niektóre płytki barwiono również 1% roztworem alkoholowym benzydyny, wg sposobu opisanego przez Uriela (1960). Krzywe gęstości frakcji białkowych w elektroferogramach wykreślano przy użyciu automatycznego densytometru MGF, Berlin.

Elektroforezę dyskową na żelu akrylamidowym przeprowadzono stosując metodę Ornsteina (1964) i Davisa (1964). Do polimeryzacji żelów używano: 1,5 ml 7,5% roztworu poliakrylamidu w buforze tris-glicyna o pH 8,3 i sile jonowej 0,025, zawierającym: 0,15% roztwór N,N'-metyleno-dwuakrylamidu, 0,025 ml 10% etanolowego roztworu N,N,N,N-czterometylo-etyleno-dwuaminy oraz 0,025 ml 10% wodnego roztworu nadsiarczanu amonu (zestaw odczynników do polimeryzacji żelów poliakrylamidowych firmy Koch-Light, Colnbrook, Bucks). Po dokładnym wymieszaniu wyżej wymienionych składników w rurkach do elektroforezy, roztwór w rurkach nawarstwiano 0,3 ml wody destylowanej, którą po spolimeryzowaniu żelu, a przed rozpoczęciem biegu elektroforetycznego wylewano. Elektroforezę przeprowadzano w buforze tris-glicyna o pH 8,3 i sile jonowej 0,05. Bufor przed elektroforezą był schładzany. Roztwory poddane elektroforetycznemu rozdziałowi nakładano na powierzchnię żelu w ilościach od 10 μ l do 40 μ l (zależnie od stężenia białka). Elektroforezę przeprowadzano w temperaturze 2—4°C przez 1 godz. przy napięciu 200 V. Po zakończonej elektroforezie żełe z rurek usuwano i barwiono 1% czernią amidową w 7% kwasie octowym przez kilkanaście godzin, następnie przemywano je wodą i 7% kwasem octowym. Nadmiar barwnika usuwano elektroforetycznie przy użyciu 7% kwasu octowego w rezerwuarach komory elektroforetycznej (Reisfeld i wsp., 1962).

REZULTATY I DISKUSJA

Zawartość związków azotowych w wodnym ekstrakcie z mięsa o różnej jakości przedstawiono w tabeli 1. Wyniki odniesiono do wartości zmętnienia i pH mięśnia. Ilość niestrąconego białka w wodnym ekstrakcie była obliczona jako różnica pomiędzy ilością białka strąconego w buforze fosforanowo-cytrynianowym (pH 4,6) a poziomem białka ogólnego w wodnym ekstrakcie mięśniowym.

Rozpuszczalność białek sarkoplazmy w wodzie jest zależna od jakości mięsa i jest najniższa w mięśniach o skrajnie wodnistej strukturze. Ilość białka, które ulega precypitacji w ciągu 30 min. w buforze fosforanowo-

-cytrynianowym w temperaturze 20°C, w znacznym stopniu rzutuje na ogólną ilość białka wyekstrahowanego z mięsa. Podczas gdy z wodnego ekstraktu z mięsa o dobrej strukturze (względne zmętnienie 2100, pH = 6,76) ulega precypitacji około 20% białka, to z wodnego ekstraktu

Tabela 1

Skład azotowy wodnego ekstraktu z mięśnia (*M. longissimus dorsi*) świni pobranego z tuszy w 24 godz. po uboju

Względne zmętnienie	pH mięśnia w 45 min. po uboju	Ilość zbada- nych świń	mg azotu/ml wodnego ekstraktu				
			ogólny	białkowy			nie- białkowy
				ogólny	strącony	nie strąco- ny	
< 300	5,15	4	3,40	1,93	0,06	1,87	1,47
300— 600	5,62	5	3,69	2,25	0,14	2,11	1,44
600— 900	5,80	4	3,71	2,23	0,23	2,00	1,48
900—1200	6,24	2	3,97	2,56	0,32	2,24	1,41
1200—1500	6,48	4	4,23	2,71	0,41	2,30	1,52
1500—1800	6,44	6	4,14	2,68	0,46	2,22	1,46
1800—2100	6,50	4	4,26	2,78	0,56	2,22	1,48
>2100	6,76	2	4,32	2,95	0,59	2,36	1,37

Tabela 2

Proste współczynniki korelacji pomiędzy względnym zmętnieniem a składnikami azotu w wodnym ekstrakcie z mięśnia (*M. longissimus dorsi*) pobranego z tuszy w 24 godz. po uboju u świń

Azot	Współczynnik korelacji
Białkowy strącony	+0,99 ^{xx}
„ ogólny	+0,91 ^{xx}
Ogólny	+0,90 ^{xx}
Białkowy nie strącony	+0,67 ^{xx}
Niebiałkowy	-0,05

xx — P < 0,01.

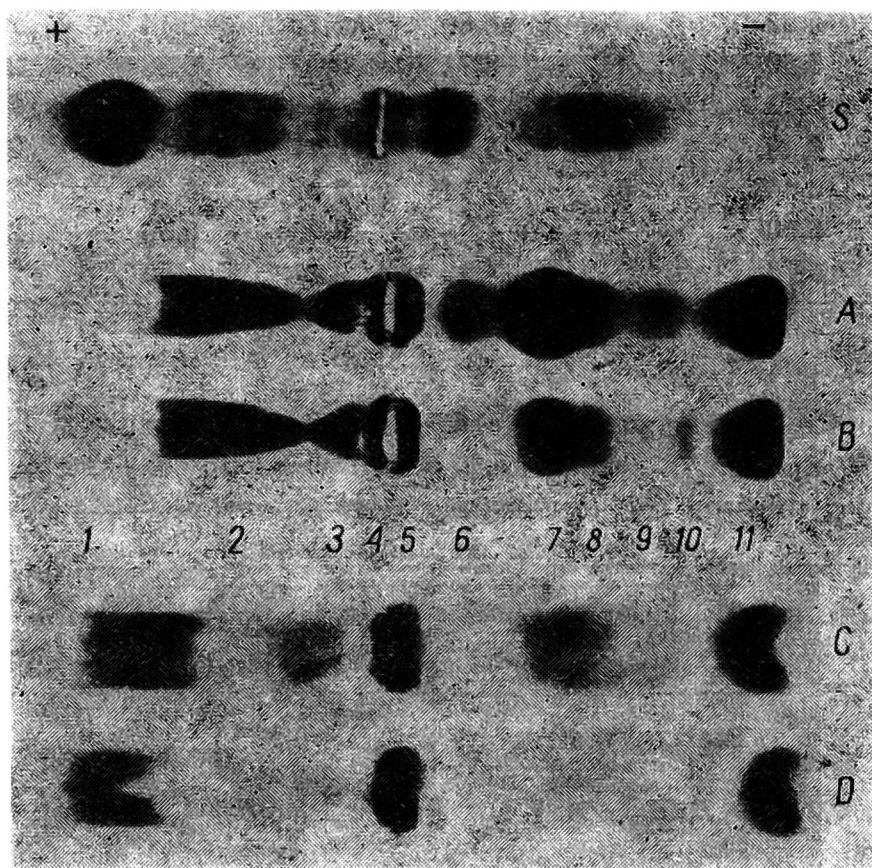
z mięsa o wodnistej strukturze bardzo niewiele białka precypituje w tych samych warunkach. Ilość białka w wodnym ekstrakcie mięśniowym, które nie ulega precypitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym w ciągu 30 min., jest też uzależniona od jakości mięsa, ale w znacznie mniejszym stopniu. Współzależność ta została potwierdzona przez obliczone proste współczynniki korelacji pomiędzy zawartością składników azotowych w wodnym ekstrakcie mięśniowym a wartością zmętnienia (tabela 2).

Na podstawie uzyskanych wyników wydaje się słuszne przypuszczać, że z mięsa o wodnistej strukturze nie ekstrahują się przede wszy-

stkim te białka sarkoplazmy, które w pierwszej kolejności ulegają precipitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym. Dla sprawdzenia tej hipotezy została przeprowadzona elektroforeza białek wodnego ekstraktu z obu typów mięsa na żelach agarowym i akrylamidowym.

ELEKTROFOREZA NA ŻELU AGAROWYM

Rozdziałowi elektroforetycznemu na żelu agarowym poddawano jednakowe objętości roztworów. Na ryc. 1 przedstawiono elektroferogramy białek wodnych ekstraktów z mięsa normalnego oraz z mięsa o wodnistej strukturze. Rozdział elektroforetyczny białek wodnych ekstraktów mięśniowych porównano z rozdziałem białek surowicy świni.

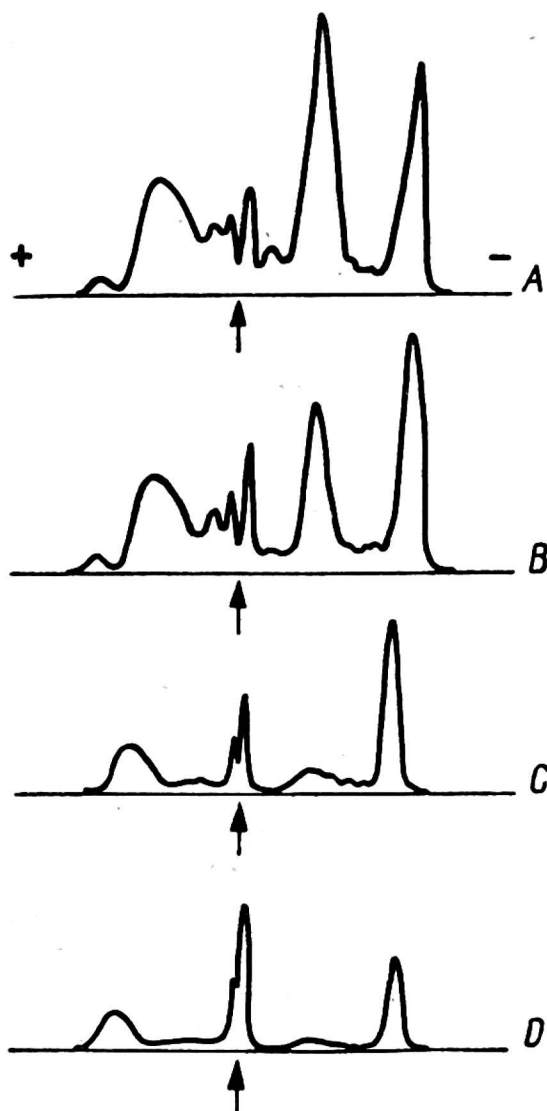


Ryc. 1. Rozdział elektroforetyczny białek na żelu agarowym. S — surowica świni. A — wodny ekstrakt z mięsa normalnego (względne zmętnienie = 1852, $\text{pH}_1 = 6,79$). B — wodny ekstrakt z mięsa o wodnistej strukturze (względne zmętnienie = 197, $\text{pH}_1 = 5,03$). C i D — wodne ekstrakty z mięsa normalnego (próbka A) i z mięsa o wodnistej strukturze (próbka B), w których wytracono białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym ($\text{pH} 4,6$) w ciągu 30 min. Elektroferogramy wybarwione czernią amidową 10 B

W wodnym ekstrakcie z mięsa stwierdzono jedenaście wyraźnych frakcji białkowych: cztery w kierunku anody i siedem w kierunku katody. Nie zaobserwowano jakościowych różnic w rozdziale elektroforetycznym białek pomiędzy wodnym ekstraktem z mięsa normalnego a wodnym ekstraktem z mięsa o wodnistej strukturze, jakkolwiek ogólna ilość białka w wodnym ekstrakcie z mięsa o wodnistej strukturze była znacznie mniejsza, co potwierdza wyniki pomiarów rozpuszczalności wodnej

białek (tabela 1). Natomiast względna gęstość frakcji białkowych wędrujących do katody a oznaczonych numerami 6 i 7 (określana wzrokowo), była we wszystkich zbadanych wodnych ekstraktach z mięsa o wodnistej strukturze znacznie mniejsza.

Porównując rozdział elektroforetyczny białek wodnych ekstraktów z obu typów mięsa z rozdziałem białek tych samych wodnych ekstraktów pozostałych w roztworze (supernatancie) po precypitacji części białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym w ciągu 30 min. można zauważyć, że frakcja białkowa oznaczona nr 6 zwykle zniknęła, a abszerna frakcja białkowa oznaczona nr 7 była zawsze w mniejszej ilości w supernatantach.

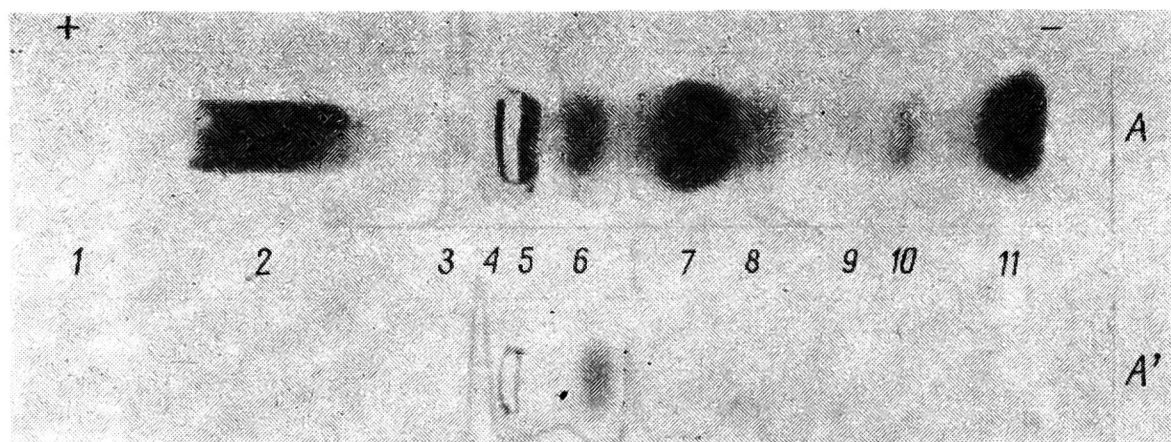


Ryc. 2. Krzywe gęstości frakcji białkowych w elektroferogramach wodnych ekstraktów z mięsa przedstawionych na ryc. 1. A — wodny ekstrakt z mięsa normalnego. B — wodny ekstrakt z mięsa o wodnistej strukturze. C i D — wodne ekstrakty z mięsa normalnego (próbka A) i z mięsa o wodnistej strukturze (próbka B), w których strącono białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym (pH 4,6) w ciągu 30 min.

Przykładowo podano na ryc. 2 wykresy gęstości poszczególnych frakcji białkowych w elektroferogramach wodnych ekstraktów z obu typów mięsa, przed i po wytrąceniu części białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym w ciągu 30 min. Można stwierdzić, że frakcje białkowe wędrujące do katody, oznaczone na ryc. 1 numerami 6 i 7, wystę-

pują w znacznie mniejszej ilości w wodnym ekstrakcie z mięsa o wodnistej strukturze, oraz że przede wszystkim one ulegają precypitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym.

Niektóre płytki z żelem agarowym po elektroforezie barwiono metodą benzydynową, w celu ustalenia lokalizacji benzydyno-pozytywnych substancji we frakcjach białkowych wodnego ekstraktu z mięsa. Stwierdzono, że występują dwie frakcje białkowe w wodnym ekstrakcie mięśniowym reagujące pozytywnie z benzydyną: jedna obszerna — mająca ruchliwość frakcji białkowej nr 6 i druga, która na ryc. 3 jest niewidoczna, gdyż występuje w niewielkiej ilości — o ruchliwości między frakcjami 6 i 7. Wieme (1965) otrzymał podobne wyniki przy lokalizacji benzydyno-pozytywnych substancji w wodnych ekstraktach mięśnia szkieletowego u ludzi. Wodne ekstrakty z obu typów mięsa, w których strącono część białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym wykazały w znikomym stopniu pozytywną reakcję z benzydyną, pomimo że rozdzałowi poddawano nawet znacznie większe objętości roztworów.



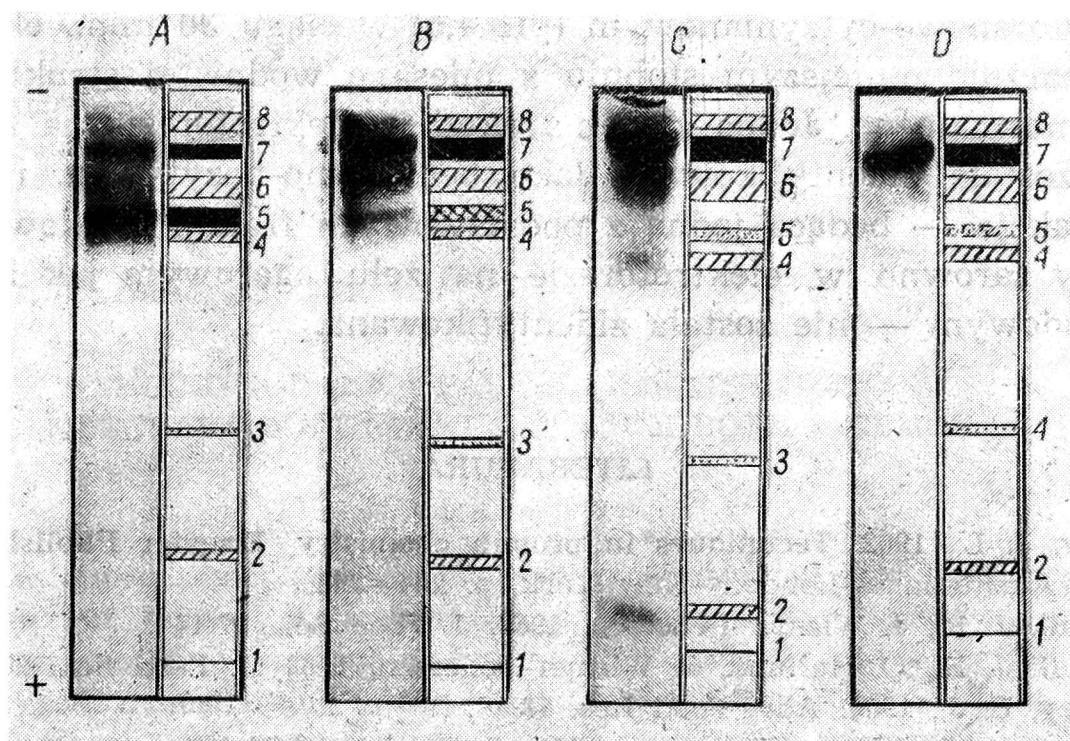
Ryc. 3. Rozdział elektroforetyczny na żelu agarowym białek wodnego ekstraktu z mięsa normalnego. A — elektroferogram wybarwiony czernią amidową 10 B; A' — elektroferogram wybarwiony metodą benzydynową

ELEKTROFOREZA DYSKOWA NA ŻELU AKRYLAMIDOWYM

W elektroforezie dyskowej na żelu akrylamidowym poddawano rozdzałowi podobne stężenie białka w roztworach. Rozdział elektroforetyczny białek przedstawiono na ryc. 4. Obok każdego elektroferogramu umieszczono schemat względnej gęstości frakcji białkowych.

Podobnie jak w elektroforezie na żelu agarowym, nie stwierdzono również jakościowych różnic w rozdziale elektroforetycznym białek wodnych ekstraktów z mięsa normalnego oraz z mięsa o wodnistej strukturze. Przy podobnym stężeniu białka można zauważyć znacznie mniejszą gęstość frakcji białkowej oznaczonej nr 5 w wodnym ekstrakcie z mięsa o wodnistej strukturze. Znacznie mniejszą gęstość tej frakcji białkowej stwierdzono wzrokowo we wszystkich zbadanych wodnych

ekstraktach z mięsa o wodnistej strukturze. Wytrącenie części białka w wodnym ekstrakcie z obu typów mięsa w buforze fosforanowo-cytrynianowym (pH 4,6) w ciągu 30 min. wykazało, że precypitacji ulega właśnie frakcja białkowa oznaczona nr 5.



Ryc. 4. Rozdział białek w elektroforezie dyskowej na żelu akrylamidowym. A — wodny ekstrakt z mięsa normalnego (względne zmętnienie = 1949, $pH_1 = 6,81$). B — wodny ekstrakt z mięsa o wodnistej strukturze (względne zmętnienie = 217, $pH_1 = 5,21$). C i D — wodne ekstrakty z mięsa normalnego (próbka A) i z mięsa o wodnistej strukturze (próbka B), w których strącono część białka w buforze fosforanowo-cytrynianowym (pH 4,6) w ciągu 30 min. Elektroferogramy wybarwione czernią amidową 10 B

Otrzymane wyniki wskazują, że rozpuszczalność białek sarkoplazmy mięsa o wodnistej strukturze w wodzie jest znacznie obniżona. Z mięsa o wodnistej strukturze ekstrahują się w znacznie mniejszym stopniu te białka sarkoplazmy, które w pierwszej kolejności ulegają precypitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym. Można przypuszczać, że białka sarkoplazmy, które w pierwszej kolejności ulegają precypitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym są najmniej odporne na denaturację. Dlatego też na podstawie wyników uzyskanych w niniejszej pracy można sądzić, że właśnie one są w mięsie o wodnistej strukturze zdenaturowane oraz że ich denaturacja jest zasadniczą przyczyną znacznych różnic pomiędzy mięsem normalnym a mięsem o wodnistej strukturze w próbie zmętnienia opracowanej przez Harta (1962).

Przypuszcza się, że obniżona rozpuszczalność białek sarkoplazmy jest wynikiem ich denaturacji i precypitacji w warunkach niskiego pH i wysokiej temperatury w mięśniach po uboju zwierzęcia (Bendall i Wismer-Pedersen, 1962; Lawrie i wsp., 1963; Goldspink i McLoughlin, 1964), względnie niskiego pH w fazie początkowej stężenia pośmiertnego

(Sayre i Briskey, 1963; Briskey, 1964; Sayre i wsp., 1964). Uzyskane w niniejszej pracy wyniki wskazują, że nie wszystkie białka sarkoplazmy są w mięsie o wodnistej strukturze w jednakowym stopniu zdenaturowane i zgodne są z rezultatami uzyskanymi przez Scopes i Lawrie (1963). Frakcje białkowe sarkoplazmy, które ulegają precypitacji w buforze fosforanowo-cytrynianowym (pH 4,6) w ciągu 30 min., ekstrahują się w znacznie mniejszym stopniu z mięsa o wodnistej strukturze niż z mięsa normalnego. Jedna z tych frakcji w elektroforezie na żelu agarowym została zidentyfikowana jako benzydino-pozytywna, natomiast druga frakcja — będąca jedną z podstawowych frakcji białkowych sarkoplazmy zarówno w elektroforezie na żelu agarowym jak i na żelu akrylamidowym — nie została zidentyfikowana.

LITERATURA

1. Bailey, J. L., 1962. *Techniques in protein chemistry*. Elsevier Publishing Company, Amsterdam—London—New York, p. 294—295.
2. Bendall, J. R., J. Wismer-Pedersen, 1962. *J. Food Sci.*, 27:144.
3. Bendall, J. R., O. Hallund, J. Wismer-Pedersen, 1963. *J. Food Sci.*, 28:156.
4. Briskey, E. J., 1964. *Adv. Food Res.* 13:89.
5. Briskey, E. J., Wismer-Pedersen, 1961. *J. Food Sci.*, 26:297.
6. Briskey, E. J., R. W. Bray, W. G. Hoekstra, P. H. Phillips, R. H. Grummer, 1959. *J. Animal Sci.*, 18:146.
7. Charpentier, J., R. Goutefongea, 1963. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 3:381.
8. Charpentier, J., R. Goutefongea, 1964. *Nature*, 201:1325.
9. Davis, B. J., 1964. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 121:404.
10. Fujimaki, M., 1964. *Kagaku to Seibutsu*, 2:138.
11. Goldspink, G., J. V. McLoughlin, 1964. *Irish J. Agric. Res.*, 3:49.
12. Garbar, P., P. Burtin, 1960. *Analyse immuno-electrophorétique*. Masson et Cie. Paris, p. 5.
13. Garbar, P., C. A. Williams, 1953. *Biochim. Biophys. Acta*, 10:193.
14. Garbar, P., C. A. Williams, 1955. *Biochim. Biophys. Acta*, 17:67.
15. Hart, P. C., 1962. *Tijdschr. Diergenesk.*, 87:156.
16. Kastenschmidt, L. L., W. G. Hoekstra, E. J. Briskey, 1968. *J. Food Sci.*, 33:151.
17. Kielanowski, J., M. Chomyszyn, Z. Osińska, L. Lassota, M. Kuźdowicz, 1957. *Metodyka pracy SKURTCh. PWRiL*, Warszawa.
18. Kołczak, T., 1966. *Rocz. Nauk rol.*, 88-B-3:303.
19. Kołczak, T., 1968. *Badania nad właściwościami biochemicznymi białek mięśni o wodnistej strukturze u świń*. Praca doktorska, WSR, Kraków.
20. Lawrie, R. A., 1960. *J. Comp. Pathol.*, 70:273.
21. Lawrie, R. A., Penny, J. F., R. K. Scopes, C. A. Voyle, 1963. *Nature*, 200:673.
22. McLoughlin, J. V., 1963. *Irish J. Agric. Res.*, 2:115.
23. McLoughlin, J. V., G. Goldspink, 1963. *Nature*, 198:584.
24. Ockerman, H. W., V. R. Cahill, 1968. *J. Animal Sci.*, 27:31.
25. Ornstein, L., 1964. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 121:321.
26. Reisfeld, R. A., U. J. Lewis, D. E. Williams, 1962. *Nature*, 195:281.
27. Sayre, R. N., E. J. Briskey, 1963. *J. Food Sci.*, 28:675.
28. Sayre, R. N., E. J. Briskey, W. G. Hoekstra, 1963. *J. Animal Sci.*, 22:1012.
29. Sayre, R. N., B. Kiernat, E. J. Briskey, 1964. *J. Food Sci.*, 29:175.

30. Scheidegger, J. J., 1955. *Int. Arch. Allergy*, 7:103.
31. Scopes, R. K., 1964. *Biochem. J.*, 91:201.
32. Scopes, R. K., R. A. Lawrie, 1963. *Nature*, 197:1202.
33. Topel, D. G., R. A. Merkel, J. Wismer-Pedersen, 1967. *J. Animal Sci.*, 26:311.
34. Uriel, J., 1960. W książce Grabar, P., P. Burtin: *Analyse immunoélectrophoretique*. Masson et Cie., Paris, p. 30—49.
35. Vold, E., 1965. *Meld. Norg. Landbrføgsk.*, 44:6.
36. Wieme, R. J., 1965. *Agar gel electrophoresis*. Elsevier Publishing Company. Amsterdam—London—New York, 316 p.
37. Wismer-Pedersen, J., 1959. *Food Res.* 25:711.

T. Колчак, М. Вебер, З. Эви

ИССЛЕДОВАНИЯ РАСТВОРИМОСТИ БЕЛКОВ *MUSCULUS LONGISSIMUS DORSI* В ВОДЕ У СВИНЕЙ

Резюме

С целью определения растворимости белков мышц в воде проведены были исследования 31 пробы *M. longissimus dorsi* различного качества, от мышц с крайне водянистой структурой до мышц тёмнокрасного цвета с сухой и плотной структурой. Пробы мышц брали через 24 часа после убоя.

Подтверждено, что растворимость белков мышц в воде зависит от качества мышцы и самая низкая она в мышцах крайне водянистой структуры. При помощи электрофореза на агар-агаре и акриламидном геле авторы обнаружили, что некоторые белки саркоплазмы, которые преципитируют в течение 30 минут после добавления фосфато-цитратного буфера (рН 4,6) при температуре 20°C, экстрагируются в значительно меньшей степени с мышц водянистой структуры, чем с нормальных мышц. Одна из этих белковых фракций реагирует положительно с бензидином.

T. Kołczak, M. Weber, Z. Ewy

A STUDY OF WATER SOLUBILITY OF PROTEIN IN PORCINE MUSCLE

Summary

The study was performed on 31 samples of porcine muscle (*longissimus dorsi* muscle) of different qualities, ranging from extremely pale, soft and exudative (PSE) to dark red in colour, firm in structure and dry in appearance (DFD), in order to determine the water solubility of muscle proteins 24 hrs *post mortem*.

It was found that the water solubility of muscle proteins depends on the quality of the muscle, and is lowest in extremely PSE muscle. It was demonstrated with the aid of electrophoresis on agar and acrylamide gels that some sarcoplasmic proteins which undergo precipitation 30 minutes after adding a citratephosphate buffer (pH = 4.6) at temperature of 20°C, are extracted in smaller amounts from PSE muscle than from normal muscle. One of these fractions was benzidine positive.