

WIESŁAW BAREJ

*Katedra Fizjologii Zwierząt SGGW*ROLA ŻWACZA W PRZEMIANIE AZOTOWEJ U ZWIERZĄT
PRZEŻUWAJĄCYCH

Zwierzęta przeżuwające wykazują wiele swoistych cech w gospodarowaniu azotem dostarczonym w pokarmach. Między innymi mogą one wykorzystywać proste związki azotowe, które zastępują białka naturalne pasz. Zjawisko to zaobserwowane w końcu ubiegłego stulecia (Zuntz, 1891), a następnie potwierdzone w latach dwudziestych obecnego wieku między innymi przez polskich badaczy (Rostafiński, Dubiski), posiada obecnie bardzo liczne piśmiennictwo.

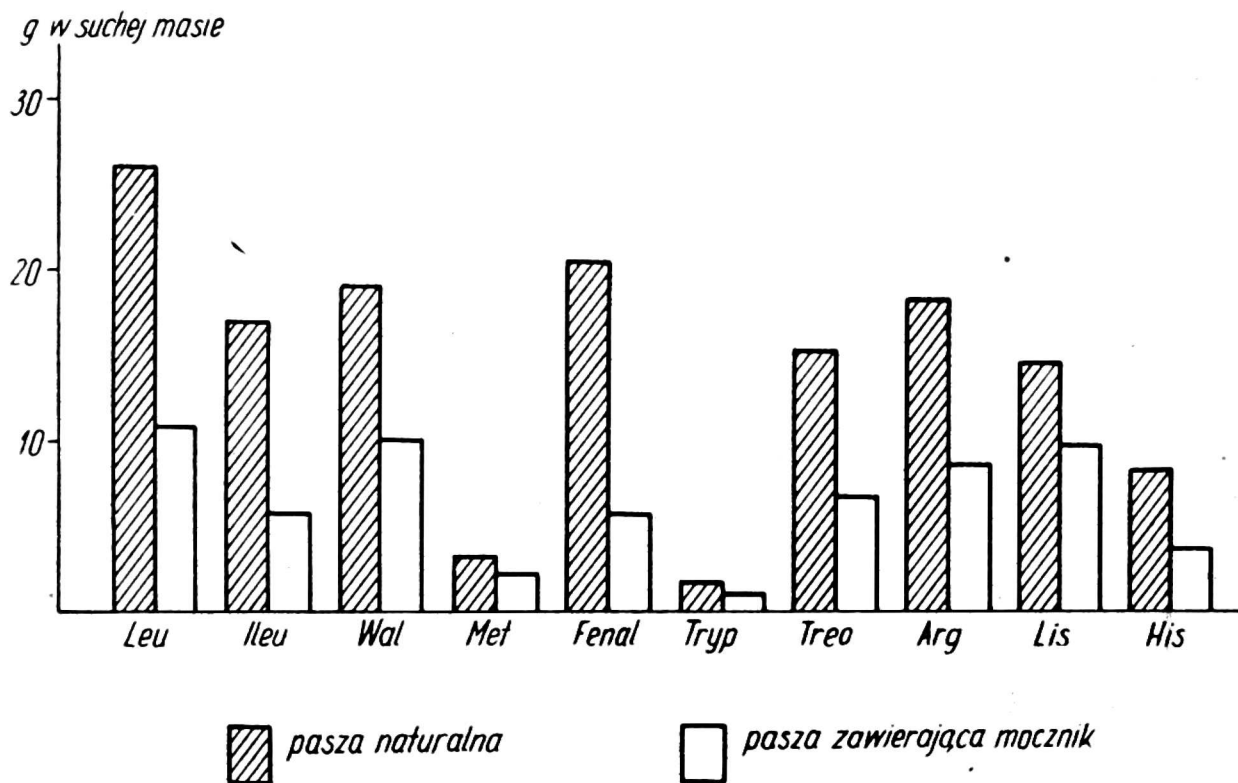
Rozkład białka i aminokwasów w żwaczu

Żwacz zwierząt przeżuwających jest miejscem intensywnej reakcji chemicznych, którym podlegają poszczególne składniki pasz. Związki azotowe zawarte w paszy ulegają w żwaczu rozkładowi na składniki proste, a następnie dopiero syntezie w białko zachodzącej w drobnoustrojach. Oba procesy: rozpadu i syntezy katalizowane są przez enzymy drobnoustrojów żwacza. W wyniku rozkładu białka w żwaczu powstają peptydy, aminokwasy, aminy i przede wszystkim amoniak. Proteolityczne własności treści żwacza zostały wykryte przez Syma (55). Jednakże nie powiodły się próby identyfikacji bakterii, które z pewnością wykazywałyby własności proteolityczne (8). Zdolność hydrolitycznego rozkładu białka posiadają różne frakcje płynu żwaczowego, zawierające bakterie jak i wymoczki. Aktywność proteolityczna drobnoustrojów żwacza jest stosunkowo stała i niezależna od zawartości białka w dawce pokarmowej. Rozkład białka rozpoczyna długi cykl przemian azotowych w żwaczu. Uwalniane w tym procesie aminokwasy mogą być w całości wykorzystane przez drobnoustroje, ulegają dezaminacji i dekarboksylacji oraz prawdopodobnie mogą być wchłaniane do krwi.

Poziom wolnych aminokwasów w treści żwacza zwierząt przeżuwających jest bardzo niski. Wartość ta, mierzona ilością azotu aminowego, w badaniach wykonanych przez Żebrowską (61) wahała się w granicach 0,3—0,8 mg⁰/₀, a w badaniach Annisona (3) w granicach 0,3—1,5 mg⁰/₀. Po nakarmieniu poziom ten jest wyższy niż przed nakarmieniem. Ilość i skład aminokwasów treści żwacza zmienia się również w zależności od

diety. Duncan i wsp. (17), a następnie Gutowski i wsp. (22), Richardson i Tsien (49) wykazali, że poziom aminokwasów w zwacu jest znacznie niższy na diecie mocznikowej niż na diecie zawierającej paszę naturalną. Dodatek węglowodanów do dawki pokarmowej, a szczególnie skrobi, zwiększa stężenie wolnych aminokwasów w płynie zwaczowym, wzrost ten jest jednak przejściowy (Tagari i wsp., 56).

Na rysunku przedstawiono poziomy niektórych aminokwasów w treści zwacza cieląt karmionych paszą naturalną oraz dawką pokarmową zawierającą mocznik jako główne źródło azotu (Duncan i wsp., 17).



Zawartość aminokwasów w treści zwacza cieląt karmionych paszą naturalną oraz paszą zawierającą mocznik jako główne źródło azotu (wykres wykonany na podstawie wyników doświadczeń Duncan i wsp.)

Z danych na rysunku wynika, że w zwacu, cieląt zawartość aminokwasów jest mniejsza przy żywieniu zwierząt paszą zawierającą azot w formie niebiałkowej, w porównaniu z paszą zawierającą białka naturalne.

Głównym torem przemian aminokwasów w zwacu jest dezaminacja. Sirotnak i wsp. (53) stwierdzili, że dezaminacji ulegają przede wszystkim takie aminokwasy, jak kwas asparagonowy, kwas glutaminowy, seryna, arginina, cysteina i cystyna; inne aminokwasy rozkładane są znacznie wolniej. Obecnie przyjmuje się jednak, że w zwacu wszystkie aminokwasy mogą podlegać dezaminacji. Z badań przeprowadzonych przez Lewisa i Emeryego (36, 37) wynika, że stopień nasilenia procesów dezaminacji i dekarboksylacji poszczególnych aminokwasów zależy od pH treści zwacza. W pH 6,5 aminokwasy: arginina, lizyna, histydyna, tryptofan, fenyloalanina podlegają intensywnej dezaminacji, uwalniając znaczne

ilości amoniaku. Te same aminokwasy w pH 4,5 nie podlegały dezaminacji a tylko dekarboksylacji. W reakcji tej powstają aminy i CO₂. Produktami rozpadu aminokwasów w żwaczu są zatem związki azotowe i bezazotowe; należą do nich między innymi: amoniak, aminy, kwas octowy, propionowy, masłowy, dwutlenek węgla, kwas izomasłowy, jak również izomery kwasów pięciowęglowych, kwas δ-aminowalerianowy i inne (18, 36). Niektóre aminokwasy przechodzą w żwaczu w cykliczne kwasy tłuszczowe jak fenylopropionowy czy kwas fenylooctowy.

Poziom amoniaku w żwaczu zmienia się w szerokich granicach od kilku do kilkudziesięciu miligramów na 100 ml treści. Zmiany te zależne są od składu całej dawki pokarmowej i od pH treści żwacza. Jak wykazali Reis i Reid (48), optymalne pH dla powstawania amoniaku w żwaczu wynosi przeciętnie 6,0—6,7. Przy zmianach poniżej lub powyżej tych granic następuje spadek poziomu amoniaku w żwaczu. Niektórzy badacze (11) próbowali oceniać wartość białka dla przeżuwaczy na podstawie poziomu amoniaku w żwaczu. Białka łatwo rozpuszczalne podlegają tu szybkiemu rozkładowi, wywołując duży wzrost poziomu amoniaku. W licznych badaniach wykazano, że do pasz wywołujących wysoki wzrost zawartości amoniaku w przedżołądkach należą: kazeina, żelatyna, śruta arachidowa, zielonki; zaś pasze takie, jak śruta sojowa, pszenica, albumina bydłęca, zeina, pasze objętościowe powodują znacznie niższy jego poziom.

Synteza aminokwasów i białka w żwaczu

Jak wspomniano wyżej, obok procesów rozpadu zachodzi w żwaczu synteza związków wielkocząsteczkowych, jak białka, kwasy nukleinowe, witaminy. Do syntezy białka bakterie wykorzystują różne związki azotowe, głównie amoniak i aminokwasy, co wykazali Bryant i Robinson (9) w doświadczeniu przeprowadzonym *in vitro* z wieloma szczepami bakterii. Oxford (45) w monografii poświęconej drobnoustrojom żwacza podaje, że wiele szczepów bakterii lepiej wykorzystuje amoniak jako źródło azotu niż inne związki azotowe.

McLaren (40, 41) na podstawie własnych prac oraz innych autorów stwierdza, że obecność w żwaczu łatwo rozpuszczalnego białka, lub peptydów i aminokwasów zwiększa liczebność szczepów i gatunków bakterii, dzięki czemu ogólne wykorzystanie azotu paszy jest lepsze. Wytwarzanie białka w żwaczu, związane z rozwojem drobnoustrojów, zachodzi, jak podaje McLaren, poprzez syntezę aminokwasów w reakcjach aminacji i transaminacji, a następnie łączeniu poszczególnych aminokwasów. W doświadczeniach produkcyjnych wykazano zwiększone wykorzystanie azotu dawki po dodaniu niektórych aminokwasów do paszy podstawowej. Dodatek aminokwasów okazał się szczególnie korzystny przy diecie za-

wierającej mocznik. Do aminokwasów tych należą: lizyna, metionina, tryptofan, arginina, kwas glutaminowy (6, 21, 24, 26).

Dodatni wpływ argininy, leucyny i histydyliny na wykorzystanie amoniaku przez bakterie do syntezy białka w żwaczu wykazali jeszcze w 1943 r. Pearson i Smith (46). Jakość syntezowanego białka w żwaczu w dużym stopniu zależna jest od funkcji wymoczków. Wynika to np. z doświadczeń przeprowadzonych przez Klopfensteina i wsp. (31). Autorzy ci stwierdzili, że u przeżuwaczy w normalnych warunkach bytowania i odpowiednio żywionych nie ma tak zwanych aminokwasów ograniczających. Po defaunizacji jednak spada retencja azotu i stopień wykorzystania paszy przez te zwierzęta. Okazało się, że u zwierząt przeżuwających pozbawionych wymoczków występuje aminokwas ograniczający — jest nim lizyna. Z powyższego wynika, że białka syntezowane przez wymoczki posiadają wyższą wartość. Obecność wymoczków w żwaczu wpływa na podniesienie strawności pasz i produktywności zwierząt.

Jakość syntezowanego w żwaczu białka prawdopodobnie zależy będzie od składu diety. Według Holmesa i wsp. (28) wartość biologiczna białka treści żwacza przeżuwaczy karmionych dietą naturalną wynosi od 75—80%; aminokwasami występującymi tu w najmniejszej ilości są metionina i izoleucyna. McLaren (41) podaje, że przy żywieniu zwierząt mocznikiem wartość biologiczna białka syntezowanego w żwaczu wynosi około 68%, jest zatem niższa niż przy żywieniu paszą naturalną. Z powyższego można wnioskować, że na diecie mocznikowej synteza niektórych aminokwasów egzogennych w żwaczu jest mniejsza niż przy karmieniu paszą zawierającą białka naturalne.

Rozwój drobnoustrojów żwacza, a więc i synteza białka, zależna jest w dużym stopniu od zawartości składników energetycznych w diecie, przede wszystkim więc od węglowodanów. Cytowani już wyżej autorzy Reis i Reid (48) wykazali, że dodatek glukozy do paszy obniżał poziom NH_3 w żwaczu. Spadek ten był jednak znacznie większy niżby to mogło wynikać tylko ze zmian pH treści, wywołanych fermentacją glukozy; a ponieważ jednocześnie wzrastał poziom azotu białkowego, autorzy wyciągnęli wniosek, że obecność glukozy w paszy zwiększa syntezę białka. Warner (59) już wcześniej podobne zjawisko tłumaczył wzrostem aktywności drobnoustrojów wykorzystujących amoniak do syntezy białka. Z doświadczeń Phillipsona i wsp. (47) wynika, że dodatek węglowodanów do paszy znacznie zwiększa ilość drobnoustrojów w żwaczu.

Obecnie wiadomo, że nie wszystkie węglowodany wpływają w ten sam sposób na syntezę białka. Cukry, które łatwo ulegają fermentacji np. glukoza, fruktoza, skrobia przyspieszają te procesy, obniżając jednocześnie poziom amoniaku w żwaczu w znacznie większym stopniu niż cukry trudno rozpuszczalne, np. celuloza. W procesie fermentacji cukrów uwalnia się

z substratu energia, która zmagazynowana następnie w związkach wysokoenergetycznych może być wykorzystana przez drobnoustroje do syntezy wielu związków. Wzrost i rozwój drobnoustrojów związany jest przede wszystkim z procesami syntezy białka, jak również syntezy kwasów nukleinowych, witamin, polisacharydów bakteryjnych. Procesy wzrostu bakterii pochłaniają około 10 procent energii zawartej w pokarmach. Cukry łatwo rozpuszczalne prawie kompletnie rozkładane są w żywcu, głównie one dostarczają energię i łańcuchy węglowe drobnoustrojom.

W procesach syntezy aminokwasów i białka w żywcu znaczną rolę odgrywają witaminy z grupy B, szczególnie pirydoksyna, ryboflawina, amid kwasu nikotynowego i kwas pantotenowy. Przyspieszają one wzrost i rozwój drobnoustrojów. Witaminy z grupy B syntezowane są w żywcu przez wiele szczepów bakterii. Z bakterii tych przedostają się one do płynu żwaczowego, skąd następnie pobierane są przez te drobnoustroje, które nie posiadają zdolności ich tworzenia. Znaczna część tych witamin wchłaniana jest do krwi. Witaminy te są w żywcu w dostatecznej ilości.

Allison i wsp. (2) wykazali, że niektóre bakterie do swego wzrostu potrzebują kwasu izowalerianowego i izomasłowego. Kwasy te są wykorzystywane do syntezy leucyny, izoleucyny i fenyloalaniny. Według tych badaczy, niektóre szczepy bakterii nie zużywają do swego wzrostu gotowych wymienionych wyżej aminokwasów, a tylko je same wytwarzają. Autorzy ci wyciągają ogólny wniosek, że metaboliczne przystosowanie bakterii do życia w żywcu idzie w kierunku wykorzystania przez nie kwasów tłuszczowych i amoniaku. Wprowadzenie do żywca kwasu izomasłowego, walerianowego, izowalerianowego (lub ich prekursorów) podnosi znacznie aktywność celulolityczną bakterii żywca i zwiększa wykorzystanie pozostałych lotnych kwasów tłuszczowych do syntezy białka.

Według Theurera i Woodsa (57), Lewisa i Emery'ego (37) oraz innych, skład aminokwasowy osocza krwi zależy od składu aminokwasowego treści żywca. Skład aminokwasowy białka drobnoustrojów żywca zależy przede wszystkim od składu dawki pokarmowej i od intensywności przemian zachodzących w przedżołądkach. Tkanki organizmu przeżuwacza mogą wytwarzać w dostatecznej ilości kwas glutaminowy, kwas asparaginowy, serynę, alaninę, glikokol, prolinę i argininę (16). Dla szczura i człowieka powyższe aminokwasy, z wyjątkiem argininy, są jak wiadomo t. zw. aminokwasami endogennymi. Pozostałe aminokwasy (egzogenne) potrzebne do budowy białka i przemian przeżuwacze otrzymują z pokarmu, a przede wszystkim z białka syntezowanego w przewodzie pokarmowym. Reasumując wiadomości o syntezie białka w żywcu można powiedzieć, że zachodzi ona ciągle, również w obecności niebiałkowego źródła azotu, kiedy dawka pokarmowa jest energetycznie bogata. Obecność białka naturalnego czy aminokwasów w dawce korzystnie działa na tę syntezę.

Przechodzenie i przemiany związków azotowych w śluzówce żwacza

Omawiając przemiany azotowe u przeżuwaczy należy zwrócić uwagę na czynny udział w tych przemianach błony śluzowej żwacza. Przedżołądki zwierząt przeżuwających są intensywnie unaczynione. Dobson (15) podaje, że na stopień ukrwienia żwacza oraz na stan i funkcje jego śluzówki znaczny wpływ wywierają przemiany chemiczne, a szczególnie procesy fermentacyjne zachodzące w żwaczu. Zmienne będzie zatem również przenikanie związków drobnocząsteczkowych przez śluzówkę. Jak wiadomo, że żwacza do krwi wchłaniane są różne substancje, między innymi amoniak, lotne kwasy tłuszczowe, woda, sole mineralne. W klasycznych już doświadczeniach nad wchłanianiem u przeżuwaczy McDonald (39) przyjmował, że amoniak przechodzi do krwi proporcjonalnie do jego stężenia w żwaczu. Autor ten stwierdził, że wchłaniany amoniak zużytkowany jest do syntezy mocznika, który częściowo jest wydalany, a częściowo wraca do przedżołądków wraz ze śliną. Lewis i wsp. (35) wykazali, że wysokiej koncentracji amoniaku w żwaczu towarzyszy wzrost koncentracji tego związku w żyłach wrotnej. Badacze ci znaleźli także prostą zależność pomiędzy koncentracją amoniaku w żwaczu a poziomem mocznika w krwi. Potwierdzili to także badacze polscy: Ryś i wsp. (50), Jasiowski i wsp. (30). Obecność w paszy łatwo rozpuszczalnego białka wywołuje większy wzrost koncentracji amoniaku w żwaczu, a następnie wzrost mocznika w krwi, niż obecność białka trudno rozpuszczalnego. Poziom mocznika w krwi, uwarunkowany przede wszystkim ilością amoniaku w żwaczu, jest zatem zależny od składu dawki pokarmowej, a szczególnie od rodzaju związków azotowych w paszy. Współczynnik korelacji pomiędzy poziomem amoniaku w żwaczu i mocznika w krwi owiec żywionych dietą naturalną, w doświadczeniach wykonanych przez Tagariego i wsp. (56), wynosił dla owiec rosnących 0,811, zaś dla owiec dorosłych 0,948.

Obecnie przyjmuje się, że amoniak wchłaniany jest do krwi na drodze prostej dyfuzji i to głównie w formie związku niezdysocjowanego (NH_3). Forma amoniaku występującego w żwaczu zależna jest od pH treści. W żwaczu obserwuje się stosunkowo rozległe zmiany odczynu (pH od 7,0 do 4,5), co znacznie zmienia stan dysocjacji wielu produktów. Według Hogana (27), stosunek amoniaku niezdysocjowanego (NH_3) do amoniaku całkowitego, określanego jako jon NH_4^+ w żwaczu przy pH = 6,5 wynosi 1/450, zaś przy pH 4,5 wynosi 1/45 000. Wzrost wartości pH do 7 lub wyżej znacznie zwiększa stopień wchłaniania amoniaku, podnosząc udział niezdysocjowanej formy tego związku (NH_3) w ogólnej ilości amoniaku.

Kusen i Pupin (34), a następnie badacze jugosłowiańscy (32, 43) wykazali, że śluzówka żwacza zwierząt przeżuwających może syntezować mocznik prawie w tym samym stopniu co wątroba. Śluzówka żwacza jest

ponadto miejscem reduktywnej aminacji kwasu α -ketoglutazarowego (40). Źródłem azotu w tej reakcji jest wchłaniany amoniak, zaś produktem końcowym kwas glutaminowy. Łącząc procesy syntezy kwasu glutaminowego i syntezy mocznika zachodzące w śluzówce żwacza, można wnioskować, że ma tu miejsce celowe przystosowanie do inaktywacji i wykorzystania dużych ilości wchłanianego amoniaku.

Stosując metodę izolowanego żwacza Demaux i wsp. (14) zauważyli wchłanianie aminokwasów ze żwacza do krwi. Również Smith (52) twierdzi na podstawie analizy krwi z żył żwaczowych, że w pewnych warunkach wchłanianie takie zachodzi. Wrakin (62) podawał znakowaną metioninę S^{35} do „małego żwacza” i już po 10 min. stwierdzał obecność izotopu siarki w krwi i ślinie, co przemawia za przechodzeniem aminokwasów przez śluzówkę żwacza. Przechodzenie aminokwasów przez śluzówkę żwacza prawdopodobnie jest procesem czynnym, zachodzącym na drodze aktywnego wchłaniania. Doświadczenia, w których prowadzono badania nad wchłanianiem aminokwasów z przedżołądków, daleko odbiegały jednak od warunków fizjologicznych, gdyż prowadzone były albo na narządach izolowanych, bądź też przy wielokrotnie zwiększonym poziomie aminokwasów w żwaczu. Barej (5) oznaczając aminokwasy w krwi owiec w warunkach naturalnych zauważył, że poziom wielu aminokwasów obniżał się po jedzeniu. Spadek ten zależał od składu dawki pokarmowej. Na tej podstawie autor sugeruje możliwość przechodzenia aminokwasów z krwi do żwacza. Zjawisko to występowałoby przede wszystkim przy bardzo niskim poziomie wolnych aminokwasów w żwaczu, np. w czasie żywienia zwierząt paszami zawierającymi związki azotowe niebiałkowe.

Krążenie azotu w organizmie przeżuwacza

Wysoki poziom amoniaku w żwaczu może być niekorzystny dla przeżuwacza, gdyż następstwem tego jest zwiększone jego wchłanianie do krwi oraz wydalanie z ustroju w postaci mocznika przez nerki (39, 50). Jak wiadomo, u zwierząt ssących mocznik wydalany jest z moczem w dużych ilościach. U zwierząt przeżuwających mechanizm wydalania mocznika jest jednak nieco inny niż u pozostałych ssaków. Schmidt-Nielsen i wsp. (51) sugerują, że nerki przeżuwaczy mają zdolność zatrzymywania znacznych ilości mocznika, przez co jego wydalanie z ustroju obniża się. Stopień zatrzymania mocznika w ustroju zależy od jego poziomu w krwi i bilansu azotowego zwierzęcia; przy wysokim poziomie i ujemnym bilansie znaczne ilości mocznika z krwi dostają się do przedżołądków wraz ze śliną (39) oraz wprost przez ścianki żwacza i innych odcinków przewodu pokarmowego (Haupt, 29; Gutowski i wsp., 23; Kulasek, 33). Przy dawkach pokarmowych nisko azotowych zmniejsza się wydalanie mocz-

nika przez nerki, zaś wewnętrzne krążenie azotu zwacz-krew-zwacz (nitrogen recycle) jest znacznie wyższe niż przy dawkach bogatych w białko. Moir i Harris (44) zastępując białko paszy kazeiną wprowadzaną do dwunastnicy owiec przez przetokę stwierdzili, że około 3,5 g N ogólnego przechodziło dziennie do zwacza z krwi, co stanowiło około 30% azotu całej dawki pokarmowej. Gärtner i wsp. (20) zakładają, że przechodzenie mocznika z krwi do zwacza przez błonę śluzową zachodzi ciągle, nawet wbrew prostym prawom dyfuzji. W zwaczu mocznik podlega działaniu ureazy, występującej w bakteriach oraz prawdopodobnie w śluzówce. Wynikiem tej reakcji jest amoniak i dwutlenek węgla. Źródłem azotu w zwaczu jest zatem poza białkiem paszy również mocznik, przechodzący z krwi ciągle. Ilościowo niewielkim źródłem azotu w zwaczu są również inne związki azotowe pochodzenia endogenne, jak białka, aminokwasy. Można przypuszczać, że biologiczne znaczenie tych związków jest znaczne.

Wykorzystanie związków azotowych niebiałkowych

Od czasów odkrycia przez Loosli i wsp. (38) syntezy aminokwasów egzogennych w zwaczu przeżuwaczy karmionych dietą z mocznikiem, jako jedynym źródłem azotu, wiele związków azotowych niebiałkowych znalazło zastosowanie w żywieniu tych zwierząt. Virtanen (60) oraz Garst (cyt. za Solncewem, 54) karmiąc przeżuwacze dietą, w której mocznik stanowił 100% azotu, nie tylko utrzymali zwierzęta przy życiu przez długi czas, ale zachowali ich produktywność. Pomimo jednak pozytywnych ocen, w praktycznym żywieniu przeżuwaczy stosuje się jedynie dodawanie do pasz naturalnych niewielkich ilości związków azotowych niebiałkowych, takich jak mocznik, sole amonowe, biuret. W żywieniu zwierząt znajdują również zastosowanie amoniakowane produkty uboczne przemysłu spożywczego, jak melasa, wysłodki buraczane itp.

Badacze amerykańscy Hershberger i wsp. (25), Davis i wsp. (13) Tillman i wsp. (58) wykazali, że produkty amoniakowane są wykorzystywane przez przeżuwacze, ale w stopniu mniejszym niż pasze naturalne. Davis i wsp. tłumaczą to tym, że bakterie zwacza wykorzystują tylko amoniak łatwo powstający z produktów amoniakowanych, nie mają zaś żadnych enzymów uwalniających amoniak z jego „mocnych” połączeń, które powstają również w procesie amoniakowania. W Polsce od kilku lat prowadzone są badania nad wykorzystaniem przez przeżuwacze pasz amoniakowanych. Chomyszyn i wsp. (12), Abgarowicz i wsp. (1), Burzyński (10), Bieliński (7) oraz inni w badaniach bilansowych i produkcyjnych stwierdzili możliwość wykorzystywania przez przeżuwacze azotu z wysłodków buraczanych amoniakowanych; stopień tego wykorzystania był jednak różny w różnych doświadczeniach. W polskim piśmiennictwie znajdują się

liczne prace o wykorzystaniu związków azotowych niebiałkowych przez przeżuwacze i dlatego zagadnienie to nie będzie szerzej omawiane w tym miejscu.

LITERATURA

1. Abgarowicz Fr., Burzyński B., Wiślińska I., Witczak F.: Zeszyty Problemowe PNR nr 41, 1965.
2. Allison M.J., Bryant M.P. and Doetsch R.N.: Arch. Biochem. Bioph. 84, 245, 1959.
3. Annison E.F.: Biochem. J. 64, 705, 1956.
4. Annison E.F., Chalmers M.I., Marshall B.M. and Syngé R.L.M.: J. Agr. Sci. 44, 270, 1954.
5. Barej W.: Roczniki Nauk roln. Seria B, t. 88, z. 2, 111, 1966.
6. Barth K.U., McLaren G.A., Andersen G.C., Welch J.A. and Smith G.S.: J. Anim. Sci. 18, 1521, 1959.
7. Bieliński K.: Roczniki Nauk roln. Seria B, t. 82, z. 4, ss. 785, 1963.
8. Blackburn T.H. and Hobson P.N.: J. Gen. Microb. 22, 272, 1960.
9. Bryant M.P. and Robinson J.M.: J. Dairy Sci. 46, 150, 1963.
10. Burzyński B.: Roczniki Nauk roln. Seria B, t. 81, z. 4, ss. 573, 1963.
11. Chalmers M.I. and Syngé R.L.M.: J. Agr. Sci. 44, 263, 1954.
12. Chomyszyn M., Ziółcka A., Kuźdowicz M., Buraczewski S., Kowalczyk J.: Roczniki Nauk roln. Seria B, t. 83, z. 1, ss. 105, 1963.
13. Davis R.F., Wasserman R.H., Loosli J.K. and Griffin G.H.: J. Dairy Sci. 38, 677, 1955.
14. Demaux G., Le Bars H., Molle J., Rerot A. et Simonet A.: Bull. Acad. Vet. France 34, 85, 1961.
15. Dobson A.: Absorption from the Rumen. Digestive Physiology and Nutrition of the Ruminant. D. Lewis, London, 1961.
16. Downes A.M.: Aust. J. Biol. Sci. 14, 224, 1961.
17. Duncan C.W., Agrawala J.P., Huffman C.F. and Luecke R.W.: J. Nutr. 49, 41, 1953.
18. El-Shazly K.: Biochem. J. 51, 640, 1952.
19. Feliński L.: Roczniki Nauk roln. Seria B, t. 71, z. 4, ss. 615, 1957.
20. Gärtner K., Decker P. und Hill H.: Pflugers Archiv. 274, 281, 1961.
21. Gosset W.H., Perry T.W., Mohler M.T., Plumlee P.M. and Beeson W.M.: J. Anim. Sci. 21, 248, 1962.
22. Gutowski B., Barej W., Temler A.: Acta Physiol. Pol. II, 669, 1958.
23. Gutowski B., Barej W., Kulasek G.: Roczniki Nauk roln. (w druku).
24. Hale W.H., Sherman W.C., Reynolds W.M. and Appel P.P.: J. Anim. Sci. 18, 1522, 1959.
25. Hershberger T.V., Béntkey O.G. and Moxom A.L.: J. Anim. Sci. 18, 663, 1959.
26. Hinds F.C., Mansfield M.E. and Levis J.M.: J. Anim. Sci. 20, 935, 1961 (abstr).
27. Hogan J.P.: Austr. J. Biol. Sci. 14, 448, 1961.
28. Holmes P., Moir R.J. and Underwood E.J.: Austr. J. Sci. 6, 637, 1953.
29. Hought T.R.: Amer. J. Physiol. 197, 115, 1959.
30. Jasiórowski H., Piotrowski J., Szaniawski A., Wiórny A., Żurkowski M.: Bull. de l'Acad. Pol. Sci. VIII, 9, 1960.

31. Klopfenstein T.J., Purser D.B. and Tyznik W.J.: *J. Anim. Sci.* 24, 3, 900, 1965.
32. Krvavica S., Kurelec B. and Martinic T.: *Veter. Arch.* 34, 94, 1964.
33. Kulasek G.: Przemiany i wchłanianie związków azotowych i lotnych kwasów tłuszczowych w jelicie grubym u jałówek. Praca doktorska. Warszawa, 1964.
34. Kusen I., Pupin A.: Naukowi praci nd. in-tu zemlepostwa i twarinnictwa. Zachidnich raconik URSR. 14, 66, 1961.
35. Lewis D.: *J. Agric. Sci.* 58, 73, 1962.
36. Lewis T.R. and Emery R.S.: *J. Dairy Sci.* 45, 765, 1962.
37. Lewis T.R. and Emery R.S.: *J. Dairy Sci.* 45, 1363, 1962.
38. Loosli J.K., Williams H.H., Thomas W.E., Ferris F.H. and Maynard L.A.: *Science*, 110, 144, 1949.
39. McDonald J.W.: *Biochem. J.* 42, 584, 1948.
40. McLaren G.A., Anderson G.C., Martin W.G. and Cooper W.K.: *J. Anim. Sci.* 20, 942, 1961 (Abstr.).
41. McLaren G.A.: *J. Anim. Sci.* 23, 577, 1964.
42. Meteren G.A., Anderson G.C. and Barth U.M.: *J. Anim. Sci.* 24, 1, 231, 1965.
43. Martinic T. and Krvavica S.: *Veter. Arch.* 34, 90, 1964.
44. Moir R.J. and Harris L.E.: *J. Nutrition* 77, 285, 1962.
45. Oxford A.E.: *A Guide to Rumen Microbiology*. New Zealand, 1964.
46. Pearson R.M. and Smith J.A.B.: The Utilization of Urea in the Bovine Rumen. 3. *Biochem. J.* 37, 153, 1943.
47. Phillipson A.T., Dobson M.J. and Blackburn T.H.: *Nature*. London 183, 402, 1959.
48. Reis P.J. and Reid R.L.: *Austr. J. Agric. Res.* 10, 71, 1959.
49. Richardson D. and Tsien W.S.: *J. Anim. Sci.* 22, 230, 1963.
50. Ryś R., Górski R., Styczyński H.: *Acta Biochem. Pol.* IV, 147, 1957.
51. Schmidt-Nielsen B., Schmidt-Nielsen K., Houpt T.R. and Jarum S.A.: *Am. J. Physiol.* 188, 477, 1957.
52. Smith F.D.: Absorption Amino Acids and B Vitamins from the Rumen. A. Thesis for Doctor Degree. Univ. British Columbia, 1959.
53. Sirotnak F.M., Doetsch R.N., Brown R.E. and Show J.C.: *J. Dairy Sci.* 36, 1117, 1953.
54. Solncew A.J., Susowa N.Z.K.: *Izw. Timirj. Sielskochoz. Akad.* 3, 234, 1963.
55. Sym E.A.: *Acta Biol. Exper.* 12, 192, 1938.
56. Tagari H., Dror J., Ascarelli J. and Bondi A.: *Brit. J. Nutr.* 18, 333, 1964.
57. Theurer B. and Woods W.: *J. Anim. Sci.* 21, 1015, 1962.
58. Tillman A.D., Gallup W.D., Pope L.S., McLaren G.A. and Prince W.: *J. Anim. Sci.* 16, 179, 1957 a.
59. Warner A.C.J.: *J. Gen. Microb.* 14, 749, 1956.
60. Virtanen A.J. and Land H.: *Acta Agral. Fennica* 94, 7, 1959.
61. Żebrowska T.: Badania nad proteolizą i dezaminacją białek niektórych pasz treściwych stosowanych w żywieniu przeżuwaczy. Praca doktorska. Olsztyn, 1962.
62. Żerebcow P.I., Wrakin B.F.: *Izw. Timirj. Sielskochoz. Akad.* 3, 166, 1963.