gółowe informacje dotyczące celów i założeń badawczych drugiego etapu, związanego z optymalizacją produkcji wołowiny w Polsce, tzn „od ubojni do stołu", co powinno być przedmiotem odrębnej dyskusji.

Kolejne nasze wątpliwości budzi nowy projekt, zgłoszony do finansowania w Narodowym Centrum Badań i Rozwoju w ramach konkursu PBS na temat: „Optymalizacja produkcji wołowiny w kierunku zmniejszenia negatywnego wpływu na środowisko", tym bardziej, że w gronie głównych wykonawców są osoby odpowiedzialne za realizację obecnego projektu. Co nowego, poza dotychczasową wiedzą na ten temat, wniosą kolejne badania, w sytuacji, gdy w dalszym ciągu produkcja żywca wołowego i spożycie mięsa wołowego w Polsce są najniższe w Europie?

W świetle powyższych faktów nasuwa się pytanie: Czy analizowane i planowane kolejne badania na temat produkcji wołowiny, przy tak skromnych środkach finansowych kierowanych w Polsce na badania naukowe, są poddawane wnikliwej analizie i ocenie z przesłaniem, by społeczne pieniądze przeznaczane na badania niosły korzyści dla nauki, ale również dla hodowców, gospodarki i polskiego rolnictwa? Czy zatem zasadne jest przeznaczanie kolejnych znacznych kwot na tego typu badania?

Prof. dr hab. Zygmunt Litwińczuk – Prezydent Profesorskiego Klubu Hodowców Bydła

Prof. dr hab. Tadeusz Szulc – Prezydent-Senior Profesorskiego Klubu Hodowców Bydła

---

Przemiany tłuszczowców w żwaczu

Joanna Szczechowiak, Adam Cieślak, Małgorzata Szumacher-Strabel

Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu

Specyficzna budowa żołądka zwierząt przeżuwających umożliwiła symbiozę między przeżuwaczem a mikroorganizmami zamieszkującymi żwacz, pierwszą, największą część czterokomorowego żołądka. Żwacz jest jednym z najbogatszych i bardzo zróżnicowanych mikrobiologicznie środowisk. Bytują w nim następujące grupy mikroorganizmów: bakterie (ok. 10^{11} komórek na 1 ml płynu żwacza), metanogeny (ok. 10^{9} komórek na 1 ml płynu żwacza), pierwotniaki (ok. 10^{6} komórek na 1 ml płynu żwacza) oraz grzyby (ok. 10^{3} komórek na 1 ml płynu żwacza) [6]. Dzięki tak dużej różnorodności mikrobiologicznej trawienie w żwaczu zachodzi jako kombinacja mikrobiologicznej fermentacji i fizycznego rozkładu podczas przeżuwania. Skutkiem symbiotycznych związków zwierzęcia z populacją mikroorganizmów w żwaczu jest zdolność przeżuwaczy do wykorzystania pasz bogatych w trudno strawne składniki pokarmowe, między innymi w węglowodany strukturalne (celulozę, hemicelulozę), i przetwarzania ich w wysokiej jakości produkt (mleko lub mięso). Większość składników pokarmowych pobieranych z paszą przez przeżuwacze, w tym tłuszcz surowy, ulega intensywnym przemianom z udziałem mikroflory żwacza.

Podstawową jednostką budulcową tłuszczowców (lipidów) są kwasy tłuszczowe, które w zależności od budowy chemicznej można podzielić na kwasy tłuszczowe nasycone, jednonienasycone lub wielonienasycone. Nasycone kwasy tłuszczowe nie zawierają wiązań podwójnych pomiędzy atomami węgla, natomiast nienasycone kwasy tłuszczowe zawierają co najmniej jedno podwójne wiązanie w łańcuchu węglowym (jednonienasycone) lub kilka wiązań podwójnych (wielonienasycone) [16].

Lipidy pobierane wraz z paszą dostarczają zwierzęciu różnorodną pulę kwasów tłuszczowych nasyconych i nienasyconych. Kwasy te są nie tylko dodatkowym źródłem energii dla większości tkanek i komórek (wyjątek stanowią mózg, nerki i krwinki czerwone), ale również podstawą do budowy błon komórkowych oraz źródłem niezbędnych nienasyconych kwasów tłuszczowych oraz witamin A, D, E i K [10]. Rodzaj kwasów tłuszczowych docierających do żwacza zależy od rodzaju pobieranej paszy. Pasza objętościowa jest głównie źródłem kwasu linolowego (C18:2) oraz linolenowego (C18:3) [19], a ziarna zbóż są przede wszystkim źródłem kwasu oleinowego (C18:1) oraz linolowego (C18:2) [3].

W pierwszym etapie przemian tłuszczowców w żwaczu, podczas procesu lipolizy, dochodzi do hydrolizy wiązań estrowych triglicerydów, fosfolipidów oraz glikolipidów z udziałem lipaz pochodzenia bakteryjnego. Liczne szczepy bakteryjne, np. *Butyrivibrio fibrisolvens, Anaerovibrio lipolytica, Propionibacterium acnes, Propionibacterium avidum*, są zdolne do hydrolizy wiązań estrowych [9]. Lipazy produkowane przez *B. fibrisolvens* odpowiadają za hydrolizę fosfolipidów, a lipazy produkowane przez *A. lipolytica* hydrolizują jedynie di- i triglicerydy [5]. Lipoliza prowadzi do uwolnienia związanych z glicerolem kwasów tłuszczowych, które dzięki temu mogą brać udział w dalszych przemianach. Na intensywność lipolizy ma wpływ kilka czynników, m.in. ilość tłuszczu dostarczanego w dawce pokarmowej. Im więcej tłuszczu w dawce, tym niższa intensywność procesu lipolizy, wynikająca z obniżonej aktywności bakterii celulolitycznych. Również ilość pasz treściwych oraz rozdrobnienie pasz objętościowych ma wpływ na lipolizę. Zbyt duży udział węglowodanów niestrukturalnych (głównie skrobi) przyczynia się do redukcji liczby i obniżenia aktywności bakterii celulolitycznych, co prowadzi do obniżenia wartości pH środowiska żwacza. Rozdrobnienie pasz objętościowych poniżej 0,6 cm powoduje zmniejszenie przylegania bakterii do cząsteczek paszy, redukując tym samym czas ekspozycji na działanie enzymów bakteryjnych [17].

Kolejnym etapem przemiany lipidów w żwaczu jest proces biouwodorowania nienasyconych kwasów tłuszczowych. Nienasycone kwasy tłuszczowe o 18 atomach węgla w łańcuchu węglowym ulegają wieloetapowym przekształceniom do nasyconego kwasu stearynowego (C18:0). Proces biouwodorowania polega na wysyceniu atomem wodoru wiązań podwójnych pomiędzy atomami węgla, a mikroorganizmy żwacza wykorzystują biouwodorowanie jako reakcję obronną przed toksycznymi właściwościami nienasyconych kwasów tłuszczowych, które między innymi zmniejszają przepuszczalność błon komórkowych mikroorganizmów [12]. Głównymi substratami dla tego procesu są nienasycone kwasy tłuszczowe, takie jak kwas linolowy (*cis*-9, *cis*-12 C18:2), linolenowy (*cis*-9, *cis*-12, *cis*-15 C18:3) czy oleinowy (*cis*-9 C18:1), a tempo ich przemian rośnie wraz ze wzrostem stopnia nienasycenia [30]. Konsekwencją procesów lipolizy i biouwodorowania jest zmiana proporcji nienasyconych do nasyconych kwasów tłuszczowych w żwaczu, a także w uzyskiwanych produktach pochodzenia zwierzęcego. Dowodem na efektywność wspomnianych przemian jest odmienny skład kwasów tłuszczowych paszy i powstałego produktu (tab.).

Tabela

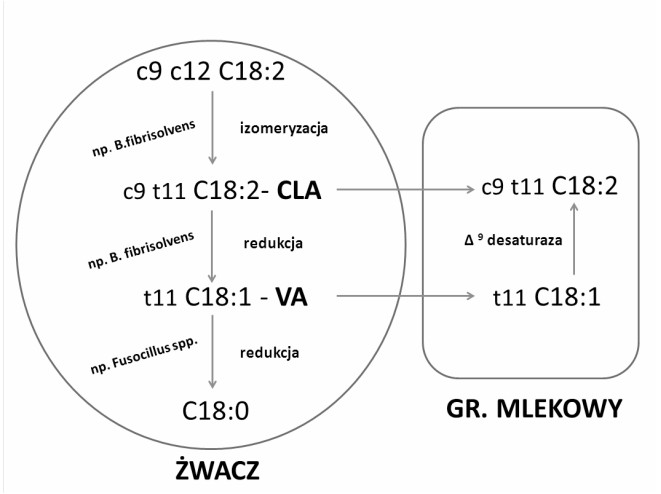
Proporcje nasyconych i nienasyconych kwasów tłuszczowych w tłuszczu paszy, płynu żwacza, mleku i mięśniach (%)

Źródło	Nasycone kwasy tłuszczowe	Nienasycone kwasy tłuszczowe	Źródło
Pasza	≈28	≈72	[28]
Płyn żwacza	≈73	≈27	[27]
Mleko	≈70	≈30	[28]
Mięśnie	≈48	≈52	[25]

Bakterie żwaczowe biorące udział w procesie biouwodorowania kwasów tłuszczowych można podzielić na dwie grupy: bakterie grupy A – przeprowadzające procesy izomeryzacji oraz redukcji kwasów nienasyconych do kwasu wakcenowego (*trans*-11 C18:1), m.in. *Butyrivibrio fibrisolvens* czy *Ruminococcus albus*; bakterie grupy B – redukujące kwas wakcenowy do kwasu stearynowego, m.in. *Fusocillus spp*. czy *Clostridium proteoclasticum* [5].

Rola pierwotniaków w procesie biouwodorowania nie jest w pełni poznana. Najnowsze badania sugerują, że pierwotniaki mogą również przeprowadzać proces biouwodorowania w jego początkowych etapach. Należy zwrócić również uwagę na fakt, że zawartość kwasów tłuszczowych w komórkach pierwotniaków może stanowić istotne źródło nienasyconych kwasów tłuszczowych dla gospodarza [7]. Ponadto wykazano, że poszczególne gatunki pierwotniaków bytujące w ekosystemie żwacza mogą się istotnie różnić zawartością poszczególnych kwasów tłuszczowych, w tym sprzężonych izomerów kwasu linolowego [7]. Pierwotniaki są zatem ważnym źródłem sprzężonego kwasu linolowego (CLA; ang. *conjugated linoleic acid*), produktu ubocznego procesu biouwodorowania oraz kwasu wakcenowego w żwaczu. Komórki pierwotniaków zawierają od 4 do 5 razy więcej ww. izomeru niż komórki bakteryjne [29]. Kolejna teoria sugeruje, że pierwotniaki nie biorą bezpośredniego udziału w procesie biouwodorowania, ale potrafią efektywnie włączać produkty uboczne biouwodorowania bakteryjnego do swoich komórek i tym samym zwiększać koncentrację nienasyconych kwasów tłuszczowych docierających do jelita cienkiego [8].

Najbardziej aktywnym grzybem biorącym udział w procesie biouwodorowania jest *Orpinomyces*, który izomeryzuje i redukuje kwas linolowy do kwasu wakcenowego [20].



Rys. Schemat jednego z możliwych szlaków biouwodorowania kwasu linolowego (wg [21] zmieniony)

W pierwszym etapie procesu biouwodorowania wielonienasyconych kwasów tłuszczowych izomeraza *cis*-9*, trans*-11 przekształca wiązanie *cis*-12 do konfiguracji *trans*-11, doprowadzając do powstania di- lub trienowych kwasów. Następnie, przy udziale bakteryjnej reduktazy, podwójne wiązanie *cis*-9 ulega redukcji, powodując powstanie kwasu tłuszczowego *trans*-11. W końcowym etapie dochodzi do biouwodorowania podwójnego wiązania konfiguracji *trans*-11 i powstania nasyconego kwasu stearynowego [1].

Chociaż w procesie biouwodorowania może powstawać potencjalnie około 32 różnych izomerów, to w największych ilościach formowane są izomery kwasu oleinowego (kwas wakcenowy *trans*-11 C18:1) oraz sprzężone izomery kwasu linolowego (m.in. *cis*-9, *trans*-11 C18:2; *trans*-10, *cis*-12 C18:2), którym przypisuje się między innymi działanie antykancerogenne i antyaterogenne [4, 13, 18]. Izomer *cis*-9, *trans*-11 C18:2 powstaje zarówno podczas biouwodorowania kwasu linolowego, jak i linolenowego, natomiast izomer *trans*-10, *cis*-12 C18:2 jedynie w efekcie biouwodorowania kwasu linolowego. Część z puli tych kwasów, unikając dalszych etapów procesu biouwodorowania w żwaczu, zostaje wchłonięta w jelicie cienkim i wbudowana do tłuszczu mleka i tkanek przeżuwaczy, stąd też produkty pochodzące od tych zwierząt uznawane są za istotne źródło kwasów wykazujących aktywność biologiczną, potencjalnie korzystną dla konsumentów [2].

Wyniki badań naukowych wskazują, iż pewne pochodne kwasów tłuszczowych typu *trans*, w szczególności izomer *trans*-10, *cis*-12 C18:2 jest odpowiedzialny za ograniczenie zawartości tłuszczu w mleku (MFD; ang. *milk fat depression*). Uważa się, że izomer *trans*-10, *cis*-12 C18:2 jest przyczyną obniżenia poziomu enzymów lipogenicznych gruczołu mlekowego, co tym samym wpływa na obniżenie intensywności syntezy tłuszczu mleka [22]. Badania własne zespołu Katedry Żywienia Zwierząt i Gospodarki Paszowej Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu wykazały, iż skarmianie bydłem kiszonki z kukurydzy zgodnie z wytycznymi systemu TMR zwiększa ryzyko wystąpienia MDF, w stosunku do krów wypasanych na pastwisku czy też w stosunku do żywienia z zastosowaniem kiszonki z trawy o podwyższonej suchej masie. Przyczyny spadku zawartości tłuszczu w mleku krów żywionych TMR mogą być związane z występowaniem dużych zawartości kwasu C18:2 w ziarnie kukurydzy oraz dużą ilością skrobi w ziarnie kukurydzy [15, 26].

Na intensywność procesu biouwodorowania ma wpływ wiele czynników. Istotną rolę odgrywa pH płynu żwacza. Zbyt niska wartość pH (poniżej 6) może doprowadzić do obniżenia aktywności oraz liczebności populacji bakterii celulolitycznych, a w konsekwencji do obniżenia syntezy sprzężonych izomerów [24]. Innym ważnym elementem decydującym o rozmiarze omawianych procesów jest gatunek zwierząt. Badania przeprowadzone przez zespół Katedry Żywienia Zwierząt i Gospodarki Paszowej Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu wskazują, że istnieje istotna różnica pomiędzy profilem kwasów tłuszczowych płynu żwacza krów, owiec oraz kóz [23]. Zróżnicowanie to wynika z różnic w rodzaju mikroflory zamieszkującej żwacz poszczególnych gatunków przeżuwaczy, a także z różnego oddziaływania zastosowanych źródeł kwasów tłuszczowych na populacje mikroorganizmów (głównie bakterii) uczestniczących w procesie biouwordorowania. Fakt ten, według autorów, w znaczący sposób może wpływać na zawartość kwasów tłuszczowych w uzyskiwanych produktach. Ponadto, dużą rolę w modulowaniu procesu biouwodorowania odgrywa również aktywność lipolityczna enzymów zawartych w roślinach, m.in. oksydazy polifenolowej, która pozwala zwiększyć transfer wielonienasyconych kwasów tłuszczowych z paszy do mleka, głównie poprzez zmniejszenie stopnia biouwodorowania nienasyconych kwasów tłuszczowych trafiających do żwacza [14]. Zwiększenie aktywności oksydazy polifenolowej oraz ilości substratu dla tego enzymu – o-difenoli, zaobserwowano w przypadku żywienia przeżuwaczy koniczyną czerwoną. Mechanizm działania tego enzymu polega na rozkładzie o-difenolu do chinonów, które łącząc się z lipazą i proteazą inaktywują je [11], doprowadzając tym samym do obniżenia lipolizy i proteolizy w żwaczu.

Stosując odpowiednie komponenty dawki pokarmowej dla zwierząt przeżuwających, stanowiących źródło substratów dla mikroorganizmów zasiedlających żwacz, można modulować procesy fermentacji, zmierzające na przykład do produkcji związków charakteryzujących się aktywnością biologiczną, np. pochodzenia tłuszczowego. Związki te, stanowiąc następnie integralny komponent tłuszczu mleka i mięsa, mogą korzystnie oddziaływać na organizm człowieka.

Literatura: 1. Bauman D.E., Baumgard L.H., Corl B.A., Griinari J.M., 1999 – Proceedings of the American Society of Animal Science. http://www.animal-science.org/content/77/E-Suppl/1.32.full.pdf **2. Bauman D.E., Lock A.L.,** 2010 – World Buiatrics Congress, 278-289. **3. Belitz H.-D., Grosch W., Schieberle P.**, 2009 – Cereals and Cereal Products. In: Food Chemistry. ISBN: 978-3-540-69934-7 (Online). **4. Białek A., Tokarz A.**, 2009 – Biul. Wydziału Farmaceutycznego WUM 1, 1-12. **5. Buccioni A., Decandia M., Minieri S., Molle G., Cabiddu A.**, 2012 – Anim. Feed Sci. Technol. 174, 1-25. **6. Cieślak A., Szumacher-Strabel M., Stochmal A., Oleszek W.**, 2013 – Animal 7(2), 253-265. **7. Cieślak A., Váradyová Z., Kišidayová S., Szumacher-Strabel M.**, 2009 – Acta Protozoologica 48(1), 51-61. **8. Devillard E., McIntosh F.M., Newbold C.J., Wallace R.J.,** 2006 – British J. Nutr. 96, 697-704. **9. Edwards H.D.**, 2011

– Development of methodology and characterization of ruminal lipase-producing bacteria *in vitro*. http://hdl.handle.net/1969.1/ETD-TAMU-2011-05-9333 **10. Gertig H., Przysławski J.**, 1994 – Żywienie Człowieka i Metabolizm 21, 375--388. **11. Halmemies-Beauchet-Filleau A., Vanhatalo A., Toivonen V., Heikkilä T., Lee M.R.F., Shingfield K.J.,** 2013 – J. Dairy Sci. 96(9), 5882-5900. **12. Hobson P.N.,** 1997 – The Rumen microbial ecosystem. London [u.a.] Blackie Acad. & Professional, pp. 576-578. **13. Krzyżewski J.**, 2011 – Bydło 11, 61-65. **14. Lee M.R.F., Tweed J.K.S., Cookson A., Sullivan M.L.**, 2010 – J. Sci. Food Agricult. 90, 503-510. **15. Mahanna B.**, 2009 – Feedstuffs 12. **16. Mahanna B.**, 2011 – Hoduj z głową – Bydło 5, 22-25. **17. Martin S.A., Jenkins T.C.**, 2002 – J. Anim. Sci. 80, 3347-3352. **18. McCrorie T.A., Keaveney E.M., Wallace J.M., Binns N., Livingstone M.B.**, 2011 – Nutrition Research Rev. 24(2), 206-227. **19. Melissa A.R., Gloria T.S.**, 2008 – Fish Physiol. Biochem. 34, 275-287. **20. Nam I.S., Garnsworthy P.C.**, 2007 – J. Appl. Microbiol. 103, 551--556. **21. Ribeiro C.V., Eastridge M.L., Firkins J.L., St-Pierre N.R., Palmquist D.L.**, 2007 – J. Dairy Sci. 90(3), 1405-1416. **22. Shingfield K.J., Sabo A., Sabo P.C., Toivonen V., Griinari J.M.**, 2009 – J. Dairy Sci. 92, 4317-4329. **23. Szumacher-Strabel M., Cieślak A., Nowakowska A.**, 2009 – J. Anim. Feed Sci. 18(3), 440-452. **24. Troegeler-Meynadier A., Nicot M.C., Bayourthe C., Moncoulon R., Enjalbert F.**, 2003 – J. Dairy Sci. 86, 4054-4063. **25. Vasta V., Mele M., Serra A., Luciano G., Scerra M., Lanza M., Priolo A.**, 2009 – Italian J. Anim. Sci. 8(2), 555-557. **26. Van Amburgh M.E., Capper J.L., Mechor G.D., Bauman D.E.**, 2008 – Proc. of the 2008 Cornell Nutrition Conference. N.Y. Oct. 21-23. **27. Varadyova Z., Kišidayova S., Siroka P., Jalč D.**, 2007 – Czech J. Anim. Sci. 52(11), 399-406. **28. Woods V.B., Fearon A.M.**, 2009 – Livestock Sci. 126, 1-20. **29.Yanez-Ruiz D.R., Williams S., Newbold C.J.**, 2007 – British J. Nutrition. 97, 938-948. **30. Zymon M., Strzetelski J.**, 2010 – Wiad. Zoot., R. XLVIII, 4, 53-63.

Wpływ ekstraktu ziołowego na produkcyjność loch w okresie ciąży i laktacji

Beata Matysiak, Eugenia Jacyno, Maria Kawęcka, Anita Kołodziej-Skalska

Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

Aktywność biologiczna substancji produkowanych przez rośliny stwarza nadzieje na ich wykorzystanie w profilaktyce i terapii zakażeń bakteryjnych, a znajomość ich struktury umożliwia podjęcie prób otrzymania danego związku, o właściwościach antyoksydacyjnych i terapeutycznych, na drodze syntezy chemicznej [1]. Preparaty ziołowe charakteryzują się szerokim zakresem bioaktywnego oddziaływania zawartych składników roślinnych, dzięki czemu wykazują wysoką skuteczność profilaktyczną, co może skutkować poprawą zdrowia i użytkowości zwierząt gospodarskich oraz jakości i ilości produktów od nich pozyskiwanych. Stosując profilaktycznie bądź leczniczo różne kompozycje ziołowe w żywieniu świń (np. loch, tuczników, warchlaków), można oczekiwać pozytywnych efektów. Aby mieszanka ziołowa była skuteczna, kompozycja ziół powinna być dobrze dobrana pod względem rodzaju ekstraktów roślinnych, a jej działanie powinno być potwierdzone badaniami naukowymi.

Obecnie zioła są niezbędnym dodatkiem w paszach dla świń. Najlepsze efekty można uzyskać stosując je w mieszankach, uwzględniających ich skład chemiczny, botaniczny oraz interakcje i zależności farmakologiczne, jakie zachodzą pomiędzy poszczególnymi składnikami substancji aktywnie czynnych. Dzięki zawartym w ziołach bioaktywnym składnikom (np. karwakrol, tymol, kapsaicyna, aldehyd cynamonowy, cyneol, eugenol metylowy, anetol, allicyna, mentol), znajdują one zastosowane jako wielofunkcyjne dodatki w paszach dla zwierząt. Udowodniono, że aktywne składniki oregano (karwakrol) i cynamonu (aldehyd cynamonowy) mają właściwości antybakteryjne [10, 11]. Roselli i wsp. [21] stwierdzili, że allicyna zawarta w czosnku chroni komórki jelitowe przed zwiększeniem przepuszczalności błon śluzowych u świń zakażonych *E. coli*. Inne badania wykazały, że mieszanina ekstraktów cynamonu, tymianku i oregano hamuje wzrost bakterii z grupy coli [19]. Połączenie karwakrolu, aldehydu cynamonowego i kapsaicyny miało np. korzystny wpływ na ekosystem przewodu pokarmowego i opróżnianie żołądka u odsadzonych prosiąt [8, 17]. Ponadto kapsaicyna, karwakrol i aldehyd cynamonowy są silnymi przeciwutleniaczami *in vitro* [2, 7, 9, 14, 16]. Warchlaki otrzymujące dodatek oregano w dawce pokarmowej wykazywały wyższe przyrosty masy ciała i mniejszą częstotliwość występowania chorób w porównaniu z grupą kontrolną [22]. U tuczników żywionych paszą z dodatkiem oregano, zawierającą karwakrol i tymol, stwierdzono większe przyrosty masy ciała i lepsze wykorzystanie paszy oraz mniejszą śmiertelność [23].

Ekstrakty ziołowe stosowane jako suplementy dawek pokarmowych zwiększają wydajność produkcyjną loch w okresie laktacji i wpływają korzystnie na odchów prosiąt. Khajarern i Khajarern [13] obserwowali zwiększone dzienne spożycie paszy w okresie laktacji u loch otrzymujących oregano w dawce pokarmowej, a dobowe przyrosty masy ciała prosiąt odsadzanych od tych loch były wyższe niż prosiąt w miotach loch kontrolnych. Dodatek oregano do dawek pokarmowych loch przed porodem i w okresie laktacji zwiększył liczbę prosiąt żywo urodzonych, a także wpłynął pozytywnie na zdrowie prosiąt w okresie ssania [3]. Dodatek mieszaniny ekstraktów ziołowych, zawierającej karwakrol, aldehyd cynamonowy i kapsaicynę do paszy loch karmiących zwiększył strawność składników pokarmowych i wpłynął korzystnie na wyniki odchowu prosiąt ssących [12].

W Katedrze Hodowli Trzody Chlewnej, Żywienia Zwierząt i Żywności ZUT w Szczecinie przeprowadzono badania, w których oceniano wpływ dodatku mieszaniny ekstraktów ziołowych, zawierającej karwakrol (oregano), aldehyd cynamonowy (cynamon) i kapsaicynę (chili meksykańskie) na grubość słoniny loch w okresie laktacji, skład ich mleka oraz wyniki odchowu prosiąt ssących.

Badania wykonano w okresie letnim na jednej z ferm komercyjnych w województwie zachodniopomorskim. Materiał badawczy stanowiło 40 loch wieloródek F1 (pbz x wbp), inseminowanych nasieniem knurów pietrain x duroc. W 90. dniu ciąży lochy, metodą analogów (masa ciała i kolejność oproszeń), podzielono na dwie grupy: kontrolną (K) i doświadczalną (XT), odpowiednio po 20 loch w grupie. Warunki utrzymania zwierząt w okresie doświadczenia były jednakowe. Lochy były żywione indywidualnie mieszanką pełnoporcjową, zgodnie z procedurą stosowaną na fermie. Od 90. do 110. dnia ciąży otrzymywały 3,0 kg, a od 111. dnia ciąży do dnia porodu 2,0 kg mieszanki dziennie. Po porodzie lochom podawano 1,5 kg paszy, sukcesywnie zwiększając dawkę. Od 5. dnia laktacji stosowano żywienie *ad libitum* (średnio 6,2 kg/lochę).

Od 90. dnia ciąży do odsadzenia prosiąt (w 28. dniu) lochy grupy doświadczalnej (XT) otrzymywały mieszankę z dodatkiem 100 mg preparatu XTRACT 6930 (PANCOSMA, Szwajcaria) na 1 kg paszy. XTRACT zawierał 5,4% karwakrolu (oregano), 3,2% aldehydu cynamonowego (cynamon) i 2,2% kapsaicyny (chili meksykańskie).

Skład i wartość pokarmową paszy podano w tabeli 1. Podstawową analizę chemiczną mieszanki paszowej wykonano metodami standardowymi [5]. Prosięta od 10. dnia życia do odsadzenia były dokarmiane mieszanką zawierającą w 1 kg: 15,5 MJ energii metabolicznej, 210 g białka ogólnego, 72 g tłuszczu surowego, 25 g włókna surowego, 13 g lizyny i 4 g metioniny.

W 90. dniu ciąży i w dniu odsadzania prosiąt u wszystkich loch zmierzono aparatem ultradźwiękowym (Piglog 105) grubość słoniny grzbietowej (za ostatnim żebrem) w punktach P_2 i P_4 (3 i 8 cm od środkowej linii grzbietu). W 15. dniu laktacji (±2 dni) od każdej lochy pobrano 15 ml mleka i oceniono jego skład chemiczny. Podstawowy skład mleka (sucha masa, tłuszcz, białko i laktoza) oznaczono za pomocą aparatu Milko-Scan™133-B Foss Electric). W trakcie badań kontrolowano liczbę prosiąt urodzonych (ogółem,