

Transfer zarodków u świń

Błażej Nowak, Bożena Anna Marszałek-Kruk,
Wojciech Kruszyński

Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu

Technika transferu zarodków (ET – *Embryo Transfer*) stosowana jest często do powielania genotypów szczególnie cennych i wartościowych zwierząt [20, 30]. Metoda ta od ponad 30 lat z dużym powodzeniem wykorzystywana jest u bydła [26]. W roku 2012 pozyskano 1 143 119 bydlęcych zarodków, w tym blisko 700 tysięcy od dawczyń i ponad 400 tysięcy przy zastosowaniu procedur *in vitro* [23]. Świnia domowa jest natomiast takim gatunkiem zwierząt gospodarskich, u którego embriotransfer do dziś nie znalazł szerszego zastosowania [19]. Z danych statystycznych wynika, że w 2000 roku przeprowadzono na świecie zaledwie 260 zabiegów pozyskiwania zarodków od świń [13], a w roku 2002 niewiele więcej niż 250 [2]. Jak podają Martinez i wsp. [18] w Stanach Zjednoczonych w roku 2008 odnotowano 134 dawczyni, w kolejnym natomiast zaledwie 9. W roku 2010 nie było doniesień na temat embriotransferu u świń w żadnym kraju [18], natomiast w 2012 roku tylko trzy kraje (Kanada, Francja i Irlandia) zgłosiły pozyskanie i transfer w celach komercyjnych 2478 zarodków [23].

Niskie zainteresowanie transferem zarodków u tego gatunku wynika z kilku powodów. Przede wszystkim świnie cechuje bardzo wysoka płodność i plenność [6], krótki odstęp między pokoleniami i krótka, trwająca średnio 115 dni ciąża, co minimalizuje wykorzystanie tej metody do znacznego przyspieszenia postępu hodowlanego [13]. Ponadto budowa układu rozrodczego loch wymuszała przez długi czas konieczność stosowania krwawych metod pozyskiwania zarodków [6]. Dodatkowo, w odróżnieniu od innych zwierząt, technika transferu zarodków u świń ma na celu przede wszystkim zapobieganie i kontrolę nad szerzeniem się chorób zakaźnych [30]. Jak podają Bielański i Tischner [4], w Stanach Zjednoczonych w 1981 roku 69% wszystkich zabiegów ET wykonano w celu stworzenia chlewni wolnych od pseudowścieklizny oraz uformowania stad wolnych od patogenów (SPF – *specific pathogen free*), a tylko 7% w celu udoskonalenia genetycznego.

Prace nad embriotransferem rozpoczęły się już w latach 50. XX wieku. Pierwszy skuteczny zabieg przeprowadził w 1951 roku Kvasnicki, uzyskując 9 zarodków, z których urodziły się 4 prosięta [2, 4, 5]. Pierwsze próby wykorzystania tej metody na szerszą skalę miały miejsce w latach 80. w Niemczech i Szwajcarii. Obecnie zarodki od świń pozyskuje się głównie w Chinach i Japonii oraz kilku krajach w Europie [2].

Przenoszenie zarodków nie jest procesem łatwym i wymaga opanowania wielu technik. Główne etapy przenoszenia zarodków to: synchronizacja cykli u dawczyń i biorczyń, wywołanie superowulacji u dawczyń zarodków, zapłodnienie dawczyń, pozyskanie zarodków z dróg rodnych oraz ocena ich jakości, krio-konserwacja oraz transfer zarodków (świeżych lub mrożonych) do macicy lub jajowodu biorczyny [20].

Synchronizacja rui u świń z wykorzystaniem środków hormonalnych jest obiektem niewielkiego zainteresowania, gdyż stosunkowo łatwo można ją wywołać poprzez równoczesne odsadzenie prosiąt od wielu loch [4]. Niektórzy autorzy zalecają podawanie wraz z paszą przez 15 lub 18 dni od 16 do 40 mg altrenogestu (syntetyczna pochodna progesteronu) na jedną samicę. Po zakończeniu podawania progesteronu wywołuje się superowulację, która ma na celu uzyskanie większej liczby komórek jajowych niż ma to miejsce w normalnym cyklu rujowym [1]. Do wywoływania superowulacji u większości gatunków zwierząt gospodarskich używane są gonadotropiny przysadkowe (FSH) lub pozaprzysadkowe pochodzące z surowicy zrebnych kłacz (PMSG) [2, 9, 20]. Jednak efekty tej metody są często

zależne od rodzaju i ilości podawanych hormonów, rasy i wieku lochy, żywienia czy sezonu rozrodczego [9]. W celu wywołania superowulacji u niedojrzałych płciowo loszek zaleca się podanie 1000-1500 j.m. PMSG oraz 500 j.m. hCG 72 godziny po PMSG. U loszek, u których występuje ruja superowulację wywołuje się przez iniekcję 1500 j.m. PMSG oraz 500 j.m. hCG 78 godzin po PMSG. Z kolei lochom wieloródkom podaje się 1000-1250 j.m. PMSG 24 godziny po oduczeniu prosiąt, a następnie po 58 godzinach 500 j.m. hCG [6]. Trzeba pamiętać, że podanie wyższej dawki hormonu wpływa z reguły na gorszą jakość pozyskiwanych zarodków. Skuteczność owulacji po podaniu hormonów zależy również od rasy świń – u ras prymitywnych dawka powinna być niższa niż u ras szlachetnych [2].

Na dawczyni zarodków wybiera się często stare lochy o dużym potencjale genetycznym, które z powodów zdrowotnych (np. kulawizny, zapalenia wymienia) są brakowane ze stada. Dawczyniami mogą być również dojrzałe płciowo loszki przed pierwszym wyproszeniem, a nawet klinicznie zdrowe loszki, które nie uzyskały jeszcze dojrzałości płciowej, w wieku od 160 do 180 dni [4, 6]. W celu uzyskania wysokiego wskaźnika zapłodnień po zabiegu superowulacji zaleca się inseminację loch co 12 godzin przez cały czas trwania rui. Objętość dawki inseminacyjnej powinna wynosić 50-100 ml i zawierać nie mniej niż $4 \cdot 5 \cdot 10^9$ żywych plemników. Wywołanie superowulacji powoduje uzyskanie średnio 20-40 owulujących pęcherzyków, a liczba ta jest największa u loszek niedojrzałych płciowo [2].

Następnym etapem w procesie transplantacji zarodków jest ich pozyskanie z dróg rodnych dawczyń. Zarodki uzyskuje się zwykle między 4. a 6. dniem po wystąpieniu objawów rujowych, kiedy są one w stadium 8 blastomerów lub blastocysty. W pierwszym z wymienionych stadiów rozwój zarodka jest łatwy do określenia, natomiast w kolejnych jego identyfikacja jest znacznie trudniejsza. Zarodki najlepiej pobierać przed 4. dniem po zapłodnieniu, gdy są jeszcze w jajowodach. Uzyskiwanie zarodków starszych, powyżej 7. dnia, nie znalazło większego zastosowania, ze względu na niską przeżywalność po transplantacji do biorczyń [2, 4].

Techniki embriotransferu ewoluowały od pozyskiwania zarodków izolowanych z narządów rodnych po uboju dawczyny, przez metody chirurgiczne, do coraz powszechniej stosowanych metod bezkrwawych [8, 17, 20, 31].

Metoda poubojowa stosowana jest przede wszystkim w różnego rodzaju doświadczeniach. Jej skuteczność i jakość uzyskanych zarodków zależy w dużej mierze od szybkości wypłukiwania zarodków po uboju. Wypłukiwanie zarodków w czasie od 4 do 5 minut po uboju nie wpływa w sposób istotny na ich przeżywalność. Natomiast wypłukiwanie w 11 do 23 minut po uboju wpływa na wzrost temperatury tuszy i znaczne obniżenie jakości zarodków. Wyniki badań wskazują, że wysoka temperatura (38°C) oraz długi czas przechowywania macicy w takich warunkach (powyżej 2 godzin) powodują, że tylko nieliczne zarodki osiągają stadium 6-8 blastomerów. Przetrzywanie macicy w temperaturze 20°C hamuje rozwój zarodków [4].

Do niedawna najczęściej stosowaną metodą pozyskiwania zarodków u świń była metoda chirurgiczna. Sam zabieg nie jest skomplikowany. Dawczyniom, po wcześniejszym przygotowaniu farmakologicznym (m.in. poprzez podanie ksylazy i ketaminy), wykonuje się cięcie boczne lub w linii białej od pępka do wysokości ostatniego sutka, w celu wypreparowania macicy wraz z jajnikami. Metoda ta pozwala na uzyskanie dużej liczby zarodków, najczęściej około 20-30 [13].

Coraz większego znaczenia nabierają jednak metody pozyskiwania zarodków przy pomocy endoskopu [3, 5]. Zaletą tej metody jest możliwość jej kilkukrotnego zastosowania u tej samej dawczyny. Polega ona na kilkukrotnym płukaniu rogów macicy specjalnym płynem, za pomocą kateteru wprowadzonego pod kontrolą *per rectum*. Wadą metody jest to, że liczba pozyskanych zarodków jest mniejsza w porównaniu do metody chirurgicznej.

Wypłukane zarodki poddaje się ocenie, usuwając niezapłodnione komórki jajowe ulegające degeneracji. Pozyskane zarodki klasyfikuje się według szeregu kryteriów, takich jak: wiek i liczba

komórek, zmienność wymiarów, obszary degeneracji, liczba kluczonych blastomerów, wielkość przestrzeni okołoośrodkowej, stan osłonki przejrzystej [20]. Przeprowadzona ocena umożliwia kategoryzację zarodków i podjęcie decyzji o ich dalszym przeznaczeniu. Trzeba jednak pamiętać, że jakiegokolwiek manipulacje na embrionach, jak seksowanie czy mrożenie, obniżają ich przeżywalność. Dlatego wybiera się zarodki bardzo dobrej jakości, gdyż tylko takie mają szansę właściwego rozwoju po transferze do macicy biorczyni.

Kriokonserwacja zarodków trzody chlewnej, w odróżnieniu od wielu innych gatunków zwierząt gospodarskich, jest bardzo trudna. Przyczyną jest ich duża wrażliwość na niskie temperatury [33]. Zamieranie zarodków następuje nawet w zakresie temperatur od +10°C do +15°C [9]. Już na samym początku badań nad kriokonserwacją zarodków świń stwierdzono, że głównymi czynnikami utrudniającymi ten proces są: rozwój zarodka *in vitro* lub *in vivo* [21], stadium rozwoju zarodka i jego stan fizjologiczny [15], wysoka zawartość lipidów [27]. Badania wykazały, że blastocysty wylęgłe w hodowli *in vitro* są mniej podatne na uszkodzenia niż blastocysty wylęgłe w hodowli *in vivo*, co można uznać za cechę charakterystyczną embriionów świń, gdyż u innych gatunków bardziej podatne na kriokonserwację są zarodki niehodowane [8]. Zabieg zamrażania zarodków wymaga spełnienia kilku podstawowych warunków, takich jak: wykorzystanie blastocyst w odpowiednim stadium rozwojowym, użycie odpowiedniego związku osłaniającego oraz medium do zamrażania, schładzanie, krystalizacja, zamrażanie, a następnie przechowywanie zarodków w ciekłym azocie [9].

Biorczyniami zarodków mogą być zarówno dojrzałe płciowo loszki, jak i lochy wieloródki. Biorczynie przygotowuje się farmakologicznie w analogiczny sposób jak dawczynie. Zaleca się jednak zmniejszenie dawki PMSG. Następnie dokonuje się transplantacji zarodków [2].

Dość długo jedyną metodą umożliwiającą depozycję zarodków w drogach rodnych biorczyń był ich transfer metodą krwawą. W 4. lub 5. dniu po rui przeprowadzano zabieg chirurgiczny, dokonując nacięcia w linii białej w celu wykonania laparotomii. Zarodki przenoszono do jajowodów lub rogów macicy, w zależności od stadium rozwojowego i miejsca, z którego zostały pobrane od dawczyń. Zazwyczaj liczba deponowanych w macicy zarodków waha się od 12 do 20 [2, 6]. Wykorzystując metodę chirurgiczną uzyskuje się stosunkowo wysoki wskaźnik zapłodnień (60%), przy średniej wielkości miotu 6,5 prosiąt [31]. Wskaźniki te są jednak uzależnione od szeregu czynników, takich jak wiek loch, stopień synchronizacji rui oraz liczba i jakość deponowanych zarodków [14].

W roku 1987 Stein-Stefani i Holtz [29] przeprowadzili pierwszy zabieg embriotransferu z wykorzystaniem endoskopu. Użytkali wskaźnik zapłodnień w zakresie od 14 do 40% przy wielkości miotu 7-9 prosiąt, gdy zarodki deponowano w macicy oraz 33% przy liczebności miotu 6 sztuk, gdy zarodki deponowano do jajowodu. Wadą metody jest konieczność przeprowadzania zabiegu w znieczuleniu ogólnym oraz wykorzystanie technik podobnych do stosowanych w chirurgicznym transferze zarodków. Z tego właśnie powodu metoda ta jest wykorzystywana w niewielkim zakresie. W Polsce badania z zastosowaniem wewnątrzmacicznej laparoskopii jako metody transferu zarodków prowadzili m.in. Wieczorek i wsp. [32]. W przeprowadzonych badaniach stwierdzili ciążę u 6 spośród 12 loch, przy średniej wielkości miotu 9,5 prosiąt. Wyniki te były zbliżone do uzyskanych przez Riha i Vejnar [25], gdzie wskaźnik prośności wynosił 35-41% przy średniej wielkości miotu 7,5 prosiąt.

Coraz większe uznanie znajdują niechirurgiczne metody transplantacji zarodków [1, 7, 10, 18]. Pierwsze próby niechirurgicznego transferu zarodków zostały przeprowadzone w roku 1968 przez Polge i Day [24]. Stwierdzili oni poubojowo, 17 dni po zabiegu, obecność 3 żywych zarodków. Początkowo metoda ta nie znalazła szerszego zastosowania, ze względu na budowę anatomiczną loch, między innymi niewielką średnicę światła czy silne pofałdowanie błony śluzowej szyjki macicy oraz długość i kształt rogów, które utrudniają głębokie deponowanie zarodków [9, 19]. W roku 1987 Sims i First [28] przeprowadzili skuteczny

niechirurgiczny zabieg ET, jednakże nie uzyskano żywych prosiąt, gdyż wszystkie lochy biorczynie zostały ubite w trakcie trwania ciąży. W następnych latach różni autorzy [11, 12, 16, 34] wykorzystywali tę metodę transferu zarodków u świń, uzyskując wskaźnik zapłodnień na poziomie 59-64% oraz wielkość miotu od 3,1 do 10,9 prosiąt. Wyniki te można uznać za zadowalające, jednak ciągle poszukuje się metody, która cechować się będzie większą skutecznością. W ostatnich latach Martinez i wsp. [19] opatentowali i upowszechnili metodę głębokiego deponowania zarodków w rogach macicy, zarówno loch jak i loszek, przy użyciu specjalnego, elastycznego katetera Murcia. Umożliwia on dotarcie do rogów macicy przy jednoczesnym unikaniu infekcji, jego elastyczność zapobiega perforowaniu ścian macicy, co powoduje, że zdecydowana większość zabiegów wykonywana jest w czasie 3-5 minut [18]. Badania Gomisa i wsp. [10] oraz Cuello i wsp. [7] wykazały, że 80-90% loszek i ponad 90% loch nie wykazywało żadnych nietypowych zachowań podczas wprowadzania katetera. Ponadto u 70% loszek i 80% loch nie występowały żadne komplikacje po zabiegu, co świadczy o małej inwazyjności [17]. Wskaźnik prośności po zastosowaniu tej metody wynosi około 70%, a średnia liczebność miotu to 6,9 prosiąt [22]. Jednak trzeba pamiętać, że na uzyskiwane wyniki wpływa wiele czynników, m.in. rodzaj użytych do transferu zarodków (świeże lub przechowywane), ich stadium rozwoju, genotyp zwierząt czy nawet kolejność oproszenia lochy [19].

Bezkrwawy transfer zarodków u świń umożliwia obecnie uzyskiwanie wyników zbliżonych do dotychczas osiąganych przy użyciu metod chirurgicznych i staje się coraz popularniejszy. Fakt ten znacząco zwiększa chęć wykorzystania przenoszenia zarodków w praktyce, jednak by to osiągnąć konieczne jest ciągle doskonalenie stosowanych metod. Można przypuszczać, że opracowanie prostych i nieinwazyjnych, a zarazem skutecznych metod embriotransferu przyczyni się do upowszechnienia stosowania tej metody biotechnologicznej u świń.

Literatura: 1. Angel M.A., Gil M.A., Cuello C., Sanchez-Osorio J., Gomis J., Parilla I., Vila J., Colina I., Diaz M., Reixach J., Vazquez J.L., Vazquez J.M., Roca J., Martinez E.A., 2014 – The effects of superovulation of donor sows on ovarian response and embryo development after nonsurgical deep-uterine embryo transfer. *Theriogenology* 81, 832-839. 2. Antosik P., Urbaniak K., Jaśkowski J.M., 2004 – Wywoływanie mnogiej owulacji oraz chirurgiczne metody pozyskiwania i przenoszenia zarodków u świń. *Życie Wet.* 79 (6), 315-316. 3. Besenfelder U., Modl J., Muller M., Brem G., 1997 – Endoscopic embryo collection and embryo transfer into the oviduct and the uterus of pigs. *Theriogenology* 47, 1051-1060. 4. Bielański A., Tischner M., 1997 – Biotechnologia rozrodu zwierząt udomowionych. Wyd. Drukrol, Kraków; s. 446-456. 5. Brussow K.-P., Ratky J., 1996 – Endoscopic collection of porcine embryos. *Reprod. Domestic Anim.* 31, 711-715. 6. Brussow K.-P., Torner H., Kanitz W., Patky J., 2000 – In vitro technologies related to pig embryo transfer. *Reprod. Nutr. Dev.* 40, 469-480. 7. Cuello C., Berthelot F., Martinat-Butte F., Venturi E., Guillouet P., Vazquez J.M., Roca J., Martinez E.A., 2005 – Piglets born after non-surgical deep intrauterine transfer of vitrified blastocysts in gilts. *Anim. Reprod. Sci.* 85, 275-286. 8. Gajda B., Rajska I., 2014 – Aktualny stan i możliwości kriokonserwacji zarodków i oocytów zwierząt gospodarskich. *Rocz. Nauk. PTZ* 10 (4), 89-111. 9. Gajda B., Smorąg Z., 2007 – Wykorzystanie metod biotechnologii rozrodu w zachowaniu bioróżnorodności zwierząt. *Biotechnologia* 4 (79), 55-65. 10. Gomis J., Cuello C., Sanchez-Osorio J., Gil M.A., Parrilla I., Angel M.A., Maside C., del Olmo D., Vazquez J.M., Roca J., Martinez E.A., 2012 – Non-surgical deep intrauterine transfer of superfine open pulled straw (SOPS)-vitrified porcine embryos: Evaluation of critical steps of the procedure. *Theriogenology* 78, 1339-1349. 11. Hazeleger W., Bouwman E.G., Noordhuizen J.P.T.M., Kemp B., 2000 – Effect of superovulation induction on embryonic development on day 5 and subsequent development and survival after nonsurgical embryo transfer in pigs. *Theriogenology* 53, 1063-1070. 12. Hazeleger W., Kemp B., 1994 – Farrowing rate and litter size after transcervical embryo transfer in sows. *Reprod. Domestic Anim.* 29, 481-487. 13. Jaśkowski J.M., Antosik P., 2004 – Techniki pozyskiwania i przenoszenia zarodków u świń. *Acta Scientiarum Polonorum – Med. Veter.* 3 (1), 99-105. 14. Jaśkowski J.M., Brussow K.P., Antosik P., 2005 – Rozwój metod transferu zarodków u świń. *Med. Veter.* 61 (7), 730-734. 15.

Kashiwazaki N., Ohtani S., Miyamoto K., Ogawa S., 1991 – Production of normal piglets from hatched blastocysts frozen at –196 degrees C. *Veterinary Record* 128 (11), 256-257. 16. Li J., Rieke A., Day B.N., Prather R.S., 1996 – Technical note: Porcine non-surgical embryo transfer. *J. Anim. Sci.* 74, 2263-2268. 17. Martinez E.A., Caamano J.N., Gil M.A., Rieke A., McCauley T.C., Cantley T.C., Vazquez J.M., Roca J., Vazquez J.L., Didion B.A., Murphy C.N., Prather R.S., Day B.N., 2004 – Successful nonsurgical deep uterine embryo transfer in pigs. *Theriogenology* 61 (1), 137-146. 18. Martinez E.A., Cuello C., Parrilla I., Rodriguez-Martinez H., Roca J., Vazquez J.L., Vazquez J.M., Gil M.A., 2013 – Design, development, and application of a non-surgical deep uterine embryo transfer technique in pigs. *Animal Frontiers* 3, 40-47. 19. Martinez E.A., Cuello C., Parrilla I., Martinez C.A., Nohalez A., Vazquez J.L., Vazquez J.M., Roca J., Gil M.A., 2016 – Recent advances toward the practical application of embryo transfer in pigs. *Theriogenology* 85, 152-161. 20. Morstin J., Reklewska B., 2001 – Rozród zwierząt gospodarskich. Wyd. SGGW, Warszawa; s. 98-126. 21. Nagashima H., Kato Y., Shibata K., Ogawa S., 1987 – Development of half-embryos produced from morulae and blastocysts in pigs. *Theriogenology* 27, 262. 22. Pig PROGRESS, 2010 – Pig embryo transfer: A glimpse into the future (S.L. Terlouw, J.R. Dobrinsky). *Pig Progress* 26 (3), 14-16. 23. Pinto C.R.F., 2014 – Overview of embryo transfer in farm animal. (http://www.merckvetmanual.com/mvm/management_and_nutrition/embryo_transfer_in_farm_animals/overview_of_embryo_transfer_in_farm_animals).

html; dostęp 10.10.2016). 24. Polge C., Day B.N., 1968 – Pregnancy following non-surgical egg transfer in pigs. *Veterinary Record* 82, 712. 25. Riha J., Vejnar J., 2003 – Laparoscopic and non-surgical transfer of fresh and frozen porcine embryos. *Czech J. Anim. Sci.* 48, 508-518. 26. Rodriguez-Martinez H., 2012 – Assisted reproductive techniques for cattle breeding in developing countries: A critical appraisal of their value and limitations. *Reprod. Domestic Anim.* 47 (1), 21-26. 27. Romek M., Gajda B., Krzysztofowicz E., Smorąg Z., 2009 – Lipid content of non-cultured and cultured pig embryo. *Reprod. Domestic Anim.* 44 (1), 24-32. 28. Sims M.M., First N.L., 1987 – Nonsurgical embryo transfer in swine. *J. Anim. Sci.* 65 (1), 386. 29. Stein-Stefani J., Holtz W., 1987 – Surgical and endoscopic transfer of porcine embryos to different uterine sites. *Theriogenology* 27, 278. 30. Suzuki C., Iwamura S., Yoshioka K., 2004 – Birth of piglets through the non-surgical transfer of blastocysts produced in vitro. *J. Reprod. Develop.* 50, 487-491. 31. Van der Lende T., Hazeleger W., 2000 – Embryo transfer in pigs: current status and prospects for commercial applications. 5th Seminário Internacional de Suinocultura, 115-124. 32. Wieczorek J., Koseniuk J., Mandryk I., Poniedziałek-Kempny K., 2015 – Piglets born after intrauterine laparoscopic embryo transfer. *Polish J. Vet. Sci.* 18 (2), 425-431. 33. Wilmot I., 1972 – The low temperature preservation of mammalian embryos. *J. Reprod. Fertility* 46, 151. 34. Yonemura I., Fujino Y., Irie S., Miura Y., 1996 – Transcervical transfer of porcine embryos under practical conditions. *J. Reprod. Develop.* 42, 89-94.

Produkty uboczne produkcji biodiesla a efekty tuczu i jakość mięsa jagniąt

Bronisław Borys

Instytut Zootechniki Państwowy Instytut Badawczy
Zakład Doświadczalny Kołuda Wielka

W związku z nieuchronnym wyczerpywaniem się światowych zasobów ropy naftowej oraz koniecznością skuteczniejszej ochrony środowiska naturalnego, dynamicznie zwiększa się skala wykorzystania oleistych roślin uprawnych do produkcji biopaliw, tzw. biodiesla. W zależności od warunków klimatycznych, w różnych strefach klimatycznych wykorzystuje się różne rośliny oleiste. W naszej strefie klimatu umiarkowanego stosowany jest do tego celu przede wszystkim rzepak, a w ostatnich latach podejmowane są również udane próby uprawy na ziarno i tłoczenia oleju z nasion słonecznika.

Biodiesel to ekologiczne, nietoksyczne i odnawialne biopaliwo o właściwościach bardzo zbliżonych do oleju napędowego pochodzenia mineralnego. Usankcjonowane prawnie rozszerzenie zakresu stosowania biopaliw wymaga znacznego zwiększenia produkcji rzepaku. Wiąże się z tym nierozdzielnie konieczność racjonalnego zagospodarowania głównego produktu ubocznego tłoczenia oleju rzepakowego, jakim jest makuch rzepakowy. O wadze tego zagadnienia świadczy fakt, że porcja wagowa ilości makuchu w stosunku do oleju pozyskiwanego z nasion rzepaku mają się średnio jak 7:3. Oznacza to, że z 1000 kg nasion uzyskuje się około 700 kg makuchu i 300 kg oleju.

Makuch rzepakowy stanowi produkt uboczny z tłoczarni oleju stosującej technologię tłoczenia „na zimno” lub „na gorąco” [2]. Warto przypomnieć, że przy tłoczeniu metodą „na zimno” nasiona przed mechanicznym tłoczeniem na prasach (najczęściej dwukrotnym) podgrzewane są do temperatury 30-35°C,

natomiast przy tłoczeniu „na gorąco” podgrzewa się pokruszone nasiona do znacznie wyższych temperatur, sięgających 80-110°C. Ma to oczywiście istotny wpływ na skład chemiczny i wartość pokarmową pozyskiwanego makuchu. Makuch z nasion podwójnie ulepszonych odmian rzepaku (tzw. dwuzerowych „00”) przy tłoczeniu „na gorąco”, w porównaniu z tłoczeniem „na zimno”, zawiera mniej tłuszczu (odpowiednio: 8-12% wobec 14-18%) i kwasu erukowego (spadek zawartości odpowiednio o 30 i 60%). Natomiast zawartość glukozydów w makuchach produkowanych obydwoma metodami jest zbliżona. Różnice te należy uwzględniać przy komponowaniu mieszanek treściwych i całych dawek. Najlepszym zabezpieczeniem przed ewentualnymi błędami żywieniowymi jest posiadanie rzetelnego atestu określającego skład chemiczny, w tym zwłaszcza zawartość tłuszczu i glukozydów, oraz datę produkcji (tłoczenia) makuchu.

Makuchy rzepakowe mogą mieć szereg zastosowań, w tym energetyczne (spalanie). Powinny być jednak zagospodarowane przede wszystkim jako komponent pasz dla zwierząt gospodarskich. W opinii wielu autorów [4, 6, 7] są one cenną paszą białkową i energetyczną dla wszystkich gatunków zwierząt gospodarskich. Racjonalnie stosowane są chętnie wyjadane i dobrze wykorzystywane przez zwierzęta. Zwraca się jednak uwagę na duże zróżnicowanie składu chemicznego makuchów rzepakowych, a tym samym ich wartości pokarmowej, wynikające ze stosowania odmiennych technologii pozyskiwania oleju z nasion rzepaku w różnych olejarniach. Aktualnie prowadzone są nasilone badania nad optymalizacją wykorzystania tej paszy w żywieniu różnych grup produkcyjnych zwierząt gospodarskich oraz nad jej wpływem na jakość pozyskiwanych surowców spożywczych, głównie mięsa i mleka. Innym ważnym aspektem zootechnicznym stosowania makuchów z nasion oleistych jest wpływ ich skarmiania na poziom produktywności zwierząt gospodarskich, w przypadku tuczonych jagniąt na ich tempo wzrostu i wykorzystanie pasz na przyrost masy ciała.

Coraz liczniejsze badania krajowe na przeżuwaczach (bydło, owce) wskazują, że dawki zawierające do 10% tłuszczów roślinnych w suchej masie (w różnych postaciach) nie wpływają niekorzystnie na przemiany w przewodzie pokarmowym i na produktywność zwierząt, przy równocześnie korzystnym oddziaływaniu w zakresie jakości zdrowotnej produktów od nich pozyskiwanych. Pewne zastrzeżenia i ograniczenia wynikają jednak ze zróżnicowanej zawartości substancji antyżywniowych oraz