

Postęp w zwalczaniu klasycznego pomoru świń

MARIAN TRUSZCZYŃSKI, ZYGMUNT PEJSAK

Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy, Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

Truszczyński M., Pejsak Z.

Progress in controlling classical swine fever

Summary

Classical swine fever (CSF) is a worldwide economically important, highly contagious disease of swine. Poland has been free of this disease for the last 14 years. However, outbreaks occur in neighboring countries and create serious risks. Therefore, it seems essential to present the progress of laboratory diagnosis and vaccines. Since the CSF virus reservoir in wild boars is important for the infection of domestic swine, this topic has also been presented. The paper also describes diagnostic techniques for identifying the agents and serological tests for detecting the virus – it characterizes specific antibodies, including an assessment of their diagnostic value. Recent developments of CSF vaccines are discussed, including the live, lapinised vaccine, containing the attenuated Chinese C strain of CSF and marker vaccines, developed with the application of molecular biology and genetic engineering techniques. These vaccines, despite being less effective than the C-strain vaccine, enable to discriminate infected animals from vaccinated ones (DIVA strategy) when correspondent diagnostic kits are used. These detect antibodies which are exclusively characteristic for antigens of the vaccine strain or antibodies specific to antigens of the virulent CSF virus. Procedures of controlling CSF in wild boars were described including recommendations of diagnostic tests and oral vaccinations.

Keywords: classical swine fever

Klasyczny pomór świń (Classical Swine Fever, CSF) nadal jest, w skali globalnej, jedną z najważniejszych chorób wirusowych tego gatunku ze względu na powodowanie olbrzymich strat oraz utrudnianie międzynarodowego obrotu zwierzętami i ich produktami. Jego występowanie na świecie w latach 2003 i 2004 charakteryzuje ryc. 1. Została ona sporządzona na podstawie danych Światowej Organizacji Zdrowia Zwierząt (Office International des Epizooties, OIE). Również według spr-



Ryc. 1. Kolor szary określa kraje, w których CSF zgłoszono do OIE w 2003 r., a kolor czarny kraje, z których zgłoszenia o występowaniu CSF dotyczyły lat 2003 i 2004. Kolor biały przedstawia kraje, które nie informowały o wystąpieniu w latach 2003 i 2004 CSF (8)

wozdań OIE przygotowano tabelę 1, która zawiera stwierdzone w krajach europejskich, w latach 2002-2006,

Tab. 1. Kraje Europy, w których w latach 2002-2006 stwierdzono przypadki pomoru klasycznego świń (CSF) (8)

Kraj	Lata				
	2002	2003	2004	2005	2006
Albania	+	+			
Belgia	+				
Bośnia i Hercegowina	+	+	+	+	
Bułgaria	+	+	+	+	+
Chorwacja	+				+
Macedonia	+	+	+		
Francja	+	+	+	+	
Niemcy	+	+	+		+
Węgry					+
Włochy		+			
Luksemburg		+			
Rumunia	+	+	+	+	+
Rosja	+	+	+		
Serbia i Czarnogóra	+	+	+	+	
Słowacja	+	+	+		
Słowenia	+				

Objaśnienia: + – stwierdzenie CSF

przypadki CSF (8). Na szczególne podkreślenie zasługują wybuchy CSF, które miały miejsce w latach 1997-1998 w Niemczech, Belgii, Włoszech, Holandii i Hiszpanii. Przykładowo, w Holandii wybito 0,7 miliona zakażonych świń w 429 stadach oraz 1,1 miliona świń w 1286 stadach zagrożonych. Dodatkowo zabito 1,6 miliona świń ze stad wolnych od wirusa CSF, realizując zakaz wyprowadzania świń poza strefę zapowietrzoną i zagrożoną, przy założeniu, że również tym sposobem można ograniczyć szerzenie się choroby (8). Straty tylko w odniesieniu do Holandii wyniosły 2,3 miliardy USD (8).

Polska pozostaje od 14 lat wolna od CSF (ostatni przypadek stwierdzono we wrześniu 1994 r.). Potwierdzają to ujemne wyniki badań monitoringowych wykonywane w kraju w kierunku CSF świń i dzików w latach 2002-2006 w Zakładzie Chorób Świń PIWet-PIB (tab. 2). Z przedstawionych danych (ryc. 1 i tab. 1) wynika jednak, że w związku z bliskością krajów, w których CSF występował ze znaczną intensywnością, ryzyko jego pojawienia się w Polsce jest duże. Zatem, mimo że Polska od dłuższego czasu jest krajem wolnym od tej choroby, związana z CSF problematyka pozostaje aktualna, co uzasadnia prezentację aktualnego stanu wiedzy na ten temat, w szczególności w odniesieniu do uzyskanego postępu w zakresie diagnostyki laboratoryjnej i szczepionek. Z uwagi na duże znaczenie rezerwuaru wirusa CSF w populacji dzików w przenoszeniu infekcji do świń domowych, zagadnienie to również zostało omówione, z uwzględnieniem współczesnych sposobów zwalczania.

Uznanie kraju za wolny od CSF, zgodnie z danymi Światowej Organizacji Zdrowia Zwierząt (OIE) (18), warunkowane jest spełnieniem określonych wymagań i dysponowaniem przekonującą w tym względzie dokumentacją, którą ocenia i akceptuje Komitet Naukowy Zdrowia i Dobrostanu Zwierząt Komisji Europejskiej (The European Commission's Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare) (2). Obowiązujące w Polsce ustawodawstwo weterynaryjne czyni temu zadość. Kolejnym, koniecznym do wykonania warunkiem w utrzymaniu kraju jako wolnego od CSF jest dysponowanie zgodną z wymaganiami OIE i Unii Europejskiej (UE) diagnostyką laboratoryjną oraz przeprowadzanie przeglądów diagnostycznych świń w kierunku CSF. W przypadku Polski ma to miejsce według zaleceń Kodeksu Zdrowia Zwierząt Lądowych OIE (2006 r.) (18) oraz Podręcznika Testów Diagnostycznych i Szczepionek dla Zwierząt Lądowych z 2004 r. (19).

Testy diagnostyczne

Izolacja wirusa (Virus isolation, VI) jest najbardziej czułą i specyficzną metodą jego wykrywania przy użyciu przeciwciał swoistych. Wymaga jednak znacznego nakładu pracy. Materiałem są homogenaty tkanek, krew i plazma. Do ich sporządzania najbardziej nadają się migdałki, śledziona, węzły chłonne i nerki (17). Do namnażania wirusa CSF stosuje się linie komórkowe nerki świń, zwłaszcza PK-15 i SK6 (19).

Tab. 2. Wykonane w Polsce badania monitoringowe świń i dzików w kierunku klasycznego pomoru świń (CSF) wykonane w latach 2002-2006*

Rodzaj próbki	Lata					Razem
	2002	2003	2004	2005	2006	
Surowica świń	4 705	3 278	2 312	3 477	3 905	17 677
Surowica dzików	2 241	2 050	2 201	2 164	2 080	10 736
Narządy wewnętrzne dzików	196	51	51	31	71	400

Objaśnienia: * – w żadnym przypadku nie wykazano obecności wirusa CSF (dane Zakładu Chorób Świń PIWet-PIB)

Do określenia wirusa zastosowanie znajduje szybszy i mniej pracochłonny test przeciwciał fluoryzujących (fluorescent antibody test, FAT). Umożliwia on wykazanie w skrawkach mrożeniowych wirusa CSF. Sporządzane są one z migdałków, śledziona, nerki, węzłów chłonnych lub końcowego odcinka jelita biodrowego (19).

Ważne znaczenie diagnostyczne ma procedura immunoperoksydazowa, służąca do odróżnienia pestiwirusów przy użyciu przeciwciał monoklonalnych swoistych dla: 1) szczepów terenowych CSFV; 2) wirusa choroby granicznej (Border Disease, BD); 3) wirusa wirusowej biegunki bydła i choroby błon śluzowych (Bovine Viral Diarrhoea – Mucosal Disease BVD-MD). Są one ze względu na podobne właściwości zaliczane do tej samej rodziny – *Flaviviridae* – a w tych ramach, do rodzaju *Pestivirus*. Wirusy BD i BVD-MD, występując niekiedy w organizmie świń, w zasadzie nie są dla nich chorobotwórcze, chociaż wywołane nimi śródmaciczne infekcje płodów mogą powodować u noworodków objawy chorobowe zbliżone do CSF. Jednak główne znaczenie pestiwirusów bydłęcych polega na utrudnieniu rozpoznania CSF metodami serologicznymi (7, 19).

W celu szybkiej identyfikacji wirusa CSF u świń żywych stosowana jest ELISA antygenowa (antigen-capture assay). Zaakceptowaną przez OIE metodą alternatywną w stosunku do niej oraz do izolacji z materiału chorobowego wirusa jest reakcja polimeryzacji łańcuchowej z odwrotną transkrypcją (reverse-transcription polymerase chain reaction, RT-PCR). Jest ona bardziej czuła od dwóch poprzednio wymienionych testów. Aktualnie trwają prace nad testami PCR w czasie rzeczywistym (real time PCR, RT-PCR) (19, 23).

Do wykrywania przeciwciał swoistych stosuje się test z neutralizującymi wirus CSF fluoryzującymi przeciwciałami (fluorescent antibody virus neutralisation test), neutralizujący test peroksydazowy (neutralising peroxidase-linked assay) i ELISA ze znanym antygenem. Wymienione metody mają status zalecanych przez OIE, w odniesieniu do zwierząt eksportowanych do innych krajów (prescribed tests for international trade) (19).

Próby stosowane do identyfikacji wirusa CSF lub swoistych dla niego przeciwciał podlegają walidacji (20) oraz międzylaboratoryjnym badaniom porównawczym (Interlaboratory Comparison Tests, ILCT). Są one wykonywane przez Narodowe Laboratoria Referencyjne ds. CSF, państw członkowskich UE, przy udziale też laboratoriów referencyjnych niektórych państw innych kontynentów. W wyniku wykonanych badań testy ELISA okazały się

mniej czułe do wykrywania przeciwciał niż seroneutralizacja wirusa (Virus Neutralisation Test, VNT) (9). Powtarzalność wyników po dwóch latach badań była w obu przypadkach taka sama.

W badaniach międzylaboratoryjnych (ILCT) powinny uczestniczyć wszystkie laboratoria krajowe wykonujące urzędowe badania diagnostyczne w kierunku CSF. Dane dotyczące walidacji i oceny zestawów diagnostycznych powinny być upowszechniane. Udostępniać należy odczynniki i standardy międzynarodowe, ustalane przez OIE. Takie podejście warunkuje bowiem harmonizację metodyczną i uzyskiwanie identycznych wyników niezależnie od miejsca wykonywanych badań, co umożliwia porozumiewanie się między poszczególnymi państwami. W trakcie międzylaboratoryjnych badań porównawczych ustalono, że przy uwzględnieniu powyższego, miana przeciwciał w tych samych surowicach, zależnie od uczestniczącego laboratorium, wahały się w granicach jednego rozcieńczenia, kiedy początkowe rozcieńczenie wynosiło 1 : 5 (19). Różnice między mianami odnoszącymi się do tej samej surowicy były większe w surowicach o niskim mianie przeciwciał CSF, co wskazuje, że tego rodzaju materiał jest trudniejszy do poprawnego diagnozowania. W celu uzyskiwania wiarygodnych wyników w testach VNT, stosowanych do wykrywania przeciwciał, powinny one być walidowane przy użyciu standardyzowanych referencyjnych odczynników. Sugerowanym szczepem stanowiącym znany antygen powinien być Alfort 187 i dodatkowo szczepy z aktualnych ognisk choroby.

Szczepionki

Stosowane przeciw CSF szczepienia profilaktyczne zawsze były traktowane jako metoda pomocnicza w zwalczaniu tej choroby, opierającym się przede wszystkim na wykonywaniu określonych zarządzeń sanitarno-weterynaryjnych, z bioasekuracją jako elementem najistotniejszym (18). Jednak w wyniku związanego z nimi bezobjawowego nosicielstwa i siewstwa wirusa CSF we wszystkich krajach UE została wprowadzona w 1990 r. zasada nie stosowania w zwalczaniu CSF szczepionek, a wybijania świń zakażonych i podejrzanych o zakażenie (non-vaccination, stamping-out policy). Mimo że nie zakazano definitywnie stosowania szczepień w sytuacjach nadzwyczajnych (emergency vaccination) zgodnie z Dyrektywą 80/217/EEC i dokumentami ją doskonalącymi (2, 21), to jak dotychczas nikt z tej możliwości nie skorzystał z powodu związanych z tym ograniczeń. W konsekwencji bowiem wprowadzenia szczepień przeciw CSF, kraj członkowski jest zobowiązany wyłączyć z obrotu mięso pochodzące od świń szczepionych, chyba, że poddano je odpowiedniej obróbce termicznej. Kolejną dotkliwą niedogodnością jest pozbawienie kraju, na terenie którego stosowano szczepienia, możliwości eksportu świń i nie poddanych obróbce termicznej ich produktów na okres 1-2 lat (2).

Mimo przesłanek przemawiających za utrzymaniem w zwalczaniu CSF metody wybijania przy eliminacji szczepień, coraz częściej zwraca się uwagę na duże koszty, związane z tym sposobem zwalczania. Dodatkowo ze strony społeczności UE wyrażane są protesty przeciw

masowemu wybijaniu zwierząt, jakie ma zwłaszcza miejsce przy wybuchu CSF w regionach dużej koncentracji pogłównia trzody chlewnej. Procedurę tę uznaje się bowiem za niehumanitarną i ekologicznie szkodliwą. Mając to na względzie, narasta w krajach członkowskich UE przekonanie polegające na powrocie, w wymiarze uzasadnionym, do stosowania szczepień ochronnych, np. w strefach wokół ognisk CSF.

W profilaktyce swoistej CSF znalazły zastosowanie w przeszłości, jeżeli chodzi o kraje UE, a obecnie o kraje, które stosują szczepienia – dwa rodzaje szczepionek: a) szczepionki zawierające jako czynnik uodporniający żywy, osłabiony pod względem zjadliwości, czyli atenuowany wirus klasycznego pomoru świń i b) szczepionki znakowane.

Szczepy atenuowane wirusa CSF uzyskuje się w wyniku pasażowania wirusów pierwotnie zjadliwych w hodowli komórkowej lub przez zwierzęta innych gatunków niż świnia. Zmodyfikowany dzięki pasażom wirus (modified live virus, MLV) oraz wytworzona przy jego udziale szczepionka podlegają walidacji (20), z uwzględnieniem identyczności wirusa, wykluczenia w jego zbiorze innych drobnoustrojów, nieszkodliwości dla świń, po zaszczepieniu nie przenoszenia się infekcji szczepu szczepionkowego na inne, nie szczepione świnię (nontransmissibility), stabilności i immunogenności, to jest skuteczności zawierającej go szczepionki. Najszerze zastosowanie znalazła szczepionka, zawierająca atenuowany szczep chiński C (chinese strain, C), uzyskany w wyniku pasażowania na królikach, stąd nazwa: szczepionka lapinizowana (8). Za skuteczną, po wykonaniu zakażenia wirusem zjadliwym świń szczepionych, uważana jest szczepionka o co najmniej 100 PD₅₀ (protective dose = dawka ochronna). Wtedy wyzwała ona odporność wykluczającą nie tylko zachorowanie w wyniku zetknięcia się świni z wirusem zjadliwym, ale również bezobjawowe nosicielstwo CSFV, co określane jest mianem odporności sterylnej (sterile immunity) (14). Ochronna odporność rozwija się po upływie tygodnia od szczepienia (1). Czas utrzymywania się odporności po podaniu szczepionki ze szczepem C wynosi ponad 1 rok (1). Podobnie jak w odniesieniu do wszystkich innych szczepionek, przeciwciała matczyne obniżają, neutralizując antygeny uodporniające, efekt poszczepienny (vaccinal immunity). Dodać należy, że szczepionka z wirusem C w większości przypadków blokuje transmisję wirusa zjadliwego przez łożysko do zarodków i płodów. Nie powoduje ona u nich procesów chorobowych, nawet kiedy ciężarne samice poddane są immunosupresji (2). Mimo niewątpliwych zalet szczepionki lapinizowanej ze szczepem C, głównym przeciwwskazaniem jej stosowania jest niemożność odróżnienia przeciwciał poszczepiennych od przeciwciał indukowanych przez szczepy patogenne, terenowe, co utrudnia, a nawet uniemożliwia zwalczanie, a zwłaszcza eradykację CSF. Bliższe dane na temat innych szczepionek atenuowanych przeciw CSF znajdują się w następującej publikacji (2). Uogólniając, można stwierdzić, że ich zalety i wady są podobne, jak przedstawione w odniesieniu do szczepionki ze szczepem C.

Szczepionki znakowane (marker vaccines) przeciw CSF umożliwiają natomiast stosowanie strategii DIVA

(Differentiating Infected from Vaccinated Animals), czyli odróżniania zwierząt zakażonych od szczepionych przy zastosowaniu badań serologicznych specjalnie dostosowanymi zestawami diagnostycznymi. Wirus CSF zawiera 4 strukturalne białka: białko nukleokapsydu C i otoczkowe glikoproteiny E0, E1 i E2 oraz 8 niestrukturalnych białek: N^{pro}, p7, NS2, NS3, NS4A, NS4B, NS5A i NS5B. Spośród wymienionych białek najbardziej immunogenne jest E2 (8, 24). Jest ono też wskaźnikiem zjadliwości (virulence) CSFV, ponieważ usunięcie go na drodze genetycznej ze zjadliwego szczepu CSFV powoduje jego atenuację. Glikoproteina E0, określana też jako E^{ms} przyczynia się do zjadliwości CSFV oraz wyzwala u zwierzęcia swoiste przeciwciała, istotne w odróżnianiu świń szczepionych od zakażonych CSFV (8, 26).

Jak dotychczas licencję uzyskały 2 szczepionki znakowane, których szczepy szczepionkowe wytwarzają najbardziej immunogeny antygen wirusa CSF, czyli glikoproteinę E2. Uzyskuje się ją dzięki ekspresji wprowadzonego do genomu bakulowirusa, określonego odcinka genomu wirusa CSV, w drodze rekombinacji (10, 16). Wykrycie zatem wyłącznie przeciwciał swoistych dla E2 a nie innych, swoistych dla pozostałych antygenów CSF, czyli np. dla glikoproteiny E^{ms}, wskazuje, że chodzi o świnię szczepioną, które nie zetknęły się z wirusem zjadliwym. Zarejestrowanymi szczepionkami z glikoproteiną E2 są: Advasure[®] (Pfizer, UK) i Porcilis Pesti[®] (Intervet, Holandia). Testy odróżniające to Chekit – CSF – Marker[®] ELISA dla Advasure[®] i Ceditest CSFV E^{ms}[®] ELISA (Cedi Diagnostics Lelystad, Holandia) dla szczepionki Porcilis Pesti[®]. Okazało się jednak, że wymienione zestawy, chociaż są przydatne, nie spełniają w stopniu wystarczającym wymogów w zakresie czułości i specyficzności takich, jakie stawiane są konwencjonalnym zestawom ELISA do diagnostyki CSF. W odniesieniu do szczepionek znakowanych potwierdzono w warunkach eksperymentalnych uzyskanie po 2 tygodniach od jednorazowego podania szczepionki poszczepiennej ochrony przed wystąpieniem objawów klinicznych CSF przy niewystarczającym przeciwdziałaniu nosicielstwu i siewstwu wirusa CSF. Wskazuje to na ich niższą skuteczność niż szczepionki lapinizowanej ze szczepem C, po podaniu której wytwarza się wymieniona wcześniej odporność sterylna, wykluczająca nosicielstwo i siewstwo wirusa CSF (13, 25). Dodatkowo nie chronią one tak jednoznacznie jak szczepionka atenuowana przed pionowym (maciora–płody) (8) i poziomym (świnia–świnia) (8) szerzeniem się CSF. Szczepionki znakowane okazały się natomiast w najwyższym stopniu nieszkodliwe.

Wymienione szczepionki znakowane i towarzyszące im zestawy diagnostyczne do realizowania strategii DIVA były oceniane i walidowane przez Agencję Europejską do Oceny Produktów Medycznych (European Agency for Evaluation of Medicinal Products, EMEA). Opierając się na Raportach Oceny, akceptowanych przez Komitet Produktów Weterynaryjnych (Committee of Veterinary Medical Products CMVP), Komisja Europejska UE wydała w odniesieniu do nich autoryzację rynkową. EMEA nie wzięła jednak odpowiedzialności za ocenę i walidację towarzyszących szczepionkom znakowanym testów odróżniających zwierzęta szczepione od zakażonych (2-4).

Jest to przyczyną kontynuowania prac badawczych zmierzających do udoskonalenia szczepionek znakowanych i towarzyszących im zestawów diagnostycznych (2, 8, 22).

Dziki jako rezerwuwar wirusa

Warunkiem zwalczania CSF u świń (*Sus domestica*) i uzyskania oraz utrzymania statusu kraju wolnego od tej choroby jest jej eradykacja u dzików (*Sus scrofa*), obok świni domowej jedyne gatunku, wrażliwego na zakażenie, a dodatkowo nosiciela i siewcy wirusa CSF (18). Ciągłe zdarzają się w regionach występowania na świecie CSF, w tym w krajach europejskich, a dość często w Niemczech, kraju sąsiadującym z Polską, ogniska tej choroby u dzików, stanowiące zagrożenie dla świń domowych (12). Kontakty dzików ze świniami domowymi uznane zostały za najbardziej prawdopodobne źródło infekcji trzody chlewnej i za główny czynnik ryzyka. Wykazano, że około 80% ognisk CSF u świń miało miejsce na obszarach, gdzie choroba ta występuje enzootycznie u dzików (2, 12).

Zwalczanie, do eradykacji włącznie, CSF u dzików opiera się w krajach UE na postępowaniu zawartym w Dyrektywie Rady (Council Directive) 2001/EC (1, 6). Kraj, w którym stwierdzono przypadek CSF u dzika ma obowiązek sporządzenia planu zwalczania infekcji i przedłożenia go w ciągu 90 dni do zatwierdzenia do Komisji Europejskiej. Powinien on zawierać sposoby zabezpieczenia świń przed infekcją oraz postępowanie zmierzające do likwidacji CSF u dzików.

Określenie obszaru występowania infekcji w danej populacji dzików opiera się na badaniu wirusologicznym i serologicznym uzyskanych od nich próbek uprzednio podanymi testami, które stosuje się w diagnostyce i monitoringu CSF u świń (5, 19). Zasady pobierania próbek, związane z badaniami przeglądowymi w kierunku CSF u dzików zależne są od sytuacji epizootologicznej oraz gęstości populacji świń na określonym terenie.

Monitoring wirusologiczny oparty jest na badaniu próbek narządów (śledziony, węzłów chłonnych, migdałków, nerek). Badaniami wirusologicznymi należy objąć dziki padłe, wykazujące nietypowe zachowanie się lub u których po odstrzale stwierdzono podczas wytrzewiania zmiany patologiczne. Jeśli to możliwe, od zwierząt podejrzanych o zakażenie należy pobrać krew do badań serologicznych.

W wyniku prowadzonych badań monitoringowych dany kraj może uzyskać status wolnego od pomoru dzików, jeżeli: w ciągu ostatnich 12 miesięcy nie stwierdzono u tych zwierząt obecności wirusa CSF, jeżeli w populacji dzików nie wykrywa się osobników serologicznie dodatnich oraz jeżeli skarmianie dzików odpadkami kuchennymi jest oficjalnie zakazane.

Mimo wprowadzonego w krajach UE zakazu szczepień przeciw CSF istnieje, jak wspomniano w poprzednim tekście, możliwość szczepień z konieczności, co odnosi się również do dzików. Metoda ta znalazła zastosowanie w szeregu krajów, a zwłaszcza w szerokim zakresie w Niemczech (11). Opiera się na stosowaniu kęśców (baits), zawierających szczepionkę ze szczepem C, wykładanych w siedliskach dzików, zwłaszcza w miej-

scach ich żerowania. Akcja obejmuje 3 kampanie szczepień: na wiosnę, w ciągu lata i w jesieni. Na każdą kampanię składają się 2 wykładania kęsów z 4-tygodniową przerwą. Immunizację należy kontynuować co najmniej 1 rok (12). Stosowane są również inne systemy szczepienia dzików (2, 12).

Ręczne wykładanie szczepionki jest metodą z wyboru. Sposób ten może być w razie potrzeby uzupełniony zrzutami szczepionki z samolotu. Skuteczność i efektywność doustnego uodporniania zależą od biotopu, gęstości populacji dzików i dostępności karmy. Czynniki te mają istotny wpływ na powodzenie akcji, której podjęcie powinno być zawsze oparte na wynikach przeglądowych badań wirusologicznych i serologicznych prowadzonych w konkretnej populacji dzików, na określonym terytorium. Na ogół uważa się, że wielkość kordonu sanitarnego, w którym prowadzone będą szczepienia, nie powinna być mniejsza niż 20 km².

Szczepienia dzików przeciw CSF okazały się wartościową metodą ograniczania zakaźności ze strony dzików (12). Niedogodnością są młode dziki (< 4-miesięczne), które są bardzo wrażliwe na infekcję wirusem CSF a często nie spożywają wyłożonych kęsów i w związku z tym nie podlegają immunizacji. Jak stwierdzono, szczep C nie daje możliwości odróżniania zwierząt zakażonych od szczepionych, nie zakażonych przy pomocy uprzednio wspomnianych zestawów diagnostycznych. W związku z tym w opracowaniu jest szczepionka znakowana dla dzików (12), umożliwiająca odróżnienie dzików zakażonych od szczepionych przeciw CSF.

W zwalczaniu CSF u dzików zastosowanie znalazł również odstrzał dzików, w połączeniu ze szczepieniem oraz naturalna immunizacja w obrębie populacji dzików, których migrację ogranicza się przez regularne dokarmianie w określonych miejscach (12). Efektem jest osiągnięcie z czasem stanu odporności swoistej u dzików w danym ognisku choroby.

W promieniu 5 km od miejsca wykrycia serologicznie dodatniego dzika wszystkie odstrzelone zwierzęta należy poddać badaniom serologicznym i wirusologicznym przez 4 tygodnie w okresie polowań i 8 tygodni po tym okresie. Badaniom powinny być również poddane wszystkie znalezione martwe dziki. Dookoła wspomnianej 5-kilometrowej strefy należy ustalić obszar o promieniu 15-20 km w celu prowadzenia badań serologicznych wszystkich odstrzelonych dzików w ciągu 3 miesięcy (12).

Podsumowując całość, należy podkreślić, że w ostatnim 15-leciu nastąpił duży postęp w zwalczaniu CSF, włącznie do jego eradykacji w szeregu państw. W znacznym stopniu przyczyniło się do tego zastosowanie w badaniach wirusa osiągnięć i technik biologii molekularnej i inżynierii genetycznej. W konsekwencji udoskonalono diagnostykę laboratoryjną choroby oraz opracowano szczepionki znakowane, co umożliwiło zastosowanie strategii DIVA.

Piśmiennictwo

1. *Biront P., Leunen J., Vandeputte:* Inhibition of virus replication in the tonsils of pigs previously vaccinated with Chinese strain vaccine and challenged oronasally with a virulent strain of classical swine fever virus. *Vet. Microbiol.* 1987, 14, 105-113.

2. *Blome S., Maindl-Böhmer A., Loeffen W., Thuer B., Moennig V.:* Assessment of classical swine fever diagnostics and vaccine performance. *Rev. sci. tech. Off. Int. Epiz.* 2006, 25, 1025-1038.

3. *Bouma A., de Smit A. J., de Jong M. C., de Kluijver E. P., Morrmann R. J.:* Determination of the onset of the herd-immunity induced by the E2 sub-unit vaccine against classical swine fever virus. *Vaccine* 2000, 18, 1374-1381.

4. *Bouma A., de Smit A. J., de Kluijver E. P., Terpstra C., Moormann R. J.:* Efficacy and stability of a subunit vaccine based on glycoprotein E2 of classical swine fever virus. *Vet. Microbiol.* 1999, 66, 101-114.

5. Commission of the European Communities – Commission Decision approving a Diagnostic Manual establishing diagnostic procedures, sampling methods and criteria for evolution of the laboratory tests for the confirmation of classical swine fever. *Off. J. Eur. Communities* 2002, L, 39, 71-88.

6. Commission of the European Communities (2001) Council Directive 2001/89/EC on Community measures for the control of classical swine fever. 23 October *Off. J. Eur. Communities L.* 316, 5-35.

7. Diagnostic techniques and vaccines for foot-and-mouth, classical swine fever, avian influenza and some other important OIE List A Diseases. *European Commission* 2003, 1-150.

8. *Dong X. D., Chen Y. H.:* Marker vaccine strategies and candidate CSFV marker vaccines. *Vaccine* 2006, w druku i www.science-direct.com/locate/Vaccine.

9. *Floegel-Niesmann G., Moennig V.:* Quality management in reference tests for the diagnosis of classical swine fever. *Rev. sci. tech. Off. Int. Epiz.* 2004, 23, 899-903.

10. *Hulst M. M., Westra D. F., Wensvoort G., Moormann R. J.:* Glycoprotein E1 of hog cholera virus expressed in insect cells protects swine from hog cholera. *J. Viral.* 1993, 67, 5435-5442.

11. *Kaden V., Heyne H., Küpfer H., Letz W., Lemmerl., Gorsler K., Rothe A., Böhme H., Tytre P.:* Oral immunisation of wild boar against classical swine fever: concluding analysis of the recent field trials in Germany. *Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr.* 2002, 115, 179-185.

12. *Kaden V., Kramer M., Kern B., Hlinak A., Mewes L., Händel A., Renner Ch., Dedek J., Bruer W.:* Diagnostic procedures after completion of oral immunisation against classical swine fever in wild boar. *Rev. sci. tech. Off. Int. Epiz.* 2006, 25, 989-997.

13. *König M., Lengsfeld T., Pauly T., Stark R., Thiel H. J.:* Classical swine fever independent induction of protective immunity by two structural glycoproteins. *J. Virol.* 1995, 69, 6479-6486.

14. *Leunen J., Strobbe R.:* Capacity of attenuated swine fever vaccines to prevent virus carriers in the vaccinated pigs, after contact with field virus. *Arch. Exp. Veterinärmed.* 1978, 31, 533-536.

15. *McGoldrick A., Lowings J. P., Ibat G., Sands J. J., Belak S., Paton D. J.:* A novel approach to the detection of classical swine fever virus by RT-PCR with a fluorogenic probe. *J. Virol. Methods* 1998, 72, 125-135.

16. *Moormann R. J., Bouma A., Kramps J. A., Terpstra C., De Smit H. J.:* Development of the classical swine fever subunit marker vaccine and comparison diagnostic test. *Vet. Microbiol.* 2000, 73, 209-219.

17. *Narita M., Kawashima K., Kimura K., Mikami O., Shibahara T., Yamada S., Sakoda Y.:* Comparative immunohistopathology in pigs infected with highly virulent or less virulent strains of hog cholera virus. 2000, 37, 402-408.

18. OIE International Terrestrial Animal Health Code 2005.

19. OIE Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals (mammals, birds and bees), Fifth Edition 2004.

20. OIE Quality Standard and Guidelines for Veterinary Laboratories: Infectious Diseases 2003, OIE Paris, 1-63.

21. *Piriou L., Chevallier S., Hutet E., Charley B., LePotier M. F., Albina E.:* Humoral and cell mediated immune response of d/d histocompatible pigs against classical swine fever (CSF) virus. *Vet. Res.* 2003, 34, 389-404.

22. Report on the evaluation of a new classical swine fever discriminatory test. *European Commission Directorate General for Health and Consumer Protection, Brussels* 2003, 1-71.

23. *Risatti G., Holinka L., Lu Z., Kutish G., Callahan J. D., Nelson W. M., Brece T. E., Borea M. V.:* Diagnostic evaluation of real time reverse transcriptase PCR assay for detection of classical swine fever virus. *J. Clin. Microbiol.* 2005, 43, 468-471.

24. *Rissati G. R., Borca M. V., Kutish G. F., Lu Z., Holinka L. G., French R. A.:* The E2 glycoprotein of classical swine fever virus is a virulence determinant in swine. *J. Virol.* 2005, 79, 3787-3796.

25. *Van Oirschot J. T.:* Vaccinology of classical swine fever: from lab to field. *Vet. Microbiol.* 2003, 96, 367-384.

26. *Weiland E., Stark R., Haas B., Rumenapf, Meyers G., Thiel H. J.:* Pestivirus glycoprotein which induces neutralizing antibodies forms part of the disulfide – linked heterodimer. *J. Virol.* 1990, 64, 3563-3569.