

19. *Sotomkin P.*: Wietierinaria 6, 1948.
 20. *Steffen J., Szafłarski J.*: Med. Wet. 4, 201, 1962.
 21. *Ugorski L.*: Med. Wet. 8, 449, 1958.
 Adres autora: Janina Oyrzanowska, Warszawa, ul. Biełańska 3 m. 10.

Ойжановска Я., Кита Е. — К вопросу путей заражения вирусом болезни Ауески у пушных зверей.

Авторам не удалось вызвать болезни Ауески (б.А.) у лисиц и норок путем скармливания им мясного фарша из кролика зараженного и павшего на б.А. Животные кормленные тем же фаршем после предварительного повреждения кожи или слизистых оболочек заболели и пали. Чувствительность животных после алиментарного заражения на последующее кожное или в слизистую оболочку заражение показывает на отсутствие иммунитета у животных кормленных материалом зараженным вирусом б.А.

По мнению авторов воротами инфекции для вируса б.А. являются кожа и слизистые оболочки и в природных условиях инфекция обусловлена повреждением этих тканей.

Oyrzanowska J., Kita J. — Investigation on the way of infection with Aujeszky disease virus in fur-bearing animals

The authors have not succeeded in developing Aujeszky disease in foxes and minks fed with food derived from rabbits dead of this disease. On the other hand all animals fed with the same food after previous injury to skin or mucosa became ill and died.

The animals infected with virus of Aujeszky disease in the alimentary tract were susceptible to reinfection through the skin and mucosa. It was therefore concluded that the natural occurrence of Aujeszky disease is caused by the injury of skin or mucosa which promotes the entry of this virus.

MIECZYŚLAW CHAJKOWSKI, JADWIGA MATRAS

Zastosowanie przeciwciał fluorescencyjnych do wykrywania zakażenia laseczką wąglika

Ośrodek Badawczy Służby Weterynaryjnej

Z chwilą powstania możliwości wykorzystania w badaniach zjawiska immunofluorescencji podanego przez Coonsa i wsp. (5) czynione są poszukiwania w celu skrócenia rozpoznania wielu chorób zakaźnych, a w tej liczbie również wąglika. Zastosowanie fluorescencji pozwala na skrócenie czasu badań bez zmniejszenia dokładności oraz na identyfikację nawet nielicznych drobnoustrojów w badanym materiale (16).

Podstawowe zasady użycia przeciwciał fluorescencyjnych do wykrywania laseczek wąglika przedstawiła Lewina (12), która znakowała fluoresceiną globuliny przeciwwąglkowe i uzyskiwała swoiste barwienie bakterii w rozmazach. Również Daszkiewicz i wsp. (6) otrzymywali w swoich badaniach swoistą fluorescencję drobnoustrojów wąglika ze szczepionek STJ oraz Cienkowskiego. Pritulin i Kuzmin (13), Kuzmin (11) oraz Błagowieszczenskiej i wsp. (3) badając metodę szybkiego wykrywania laseczek wąglika za pomocą znaczonej surowicy precypitacyjnej stwierdzili jej niespecyficzne reakcje z bakteriami pokrewnymi (*Bac. anthracoides*, *Bac. pseudoanthracis*, *Bac. subtilis*, *Bac. mesentericus*, *Bac. megaterium*). Dopiero po absorpcji surowicy autorzy ci wykrywali *Bac. anthracis* w zakażonym owsie, sianie, glebie i wodzie.

Riggs i wsp. (14) stosowali z wynikiem pozytywnym bezpośrednią i pośrednią immunofluorescencję przy badaniu hodowli wąglika. Biegeleisen i wsp. (1) opracowali metodę wykrywania *Bac. anthracis* za pomocą znaczonej surowicy przeciwwąglkowej w próbkach powietrza, włosów, w kurzu i pyłe z podłogi. Próbowano również wykrywać laseczki wąglika tą metodą w próbkach suchej wołowiny (2). Dawle i Hansen (7) opracowali bezpośrednią technikę barwienia laseczek wąglika za pomocą bakteriofagów i fluorescencyjnej surowicy przeciwfagowej. Wykazali oni swoistość immunologiczną powstającego układu, przy czym laseczki były łatwe do identyfikacji dzięki charakterystycznej, ziarnistej fluorescencji różniącej się wyraźnie od jednolitego wybarwienia komórek bakteryjnych, wywołanego pierwotną fluorescencją. Autorzy badali 29 szczepów *Bac. anthracis* i stwierdzili dodatni odczyn we wszystkich przypadkach przy użyciu surowicy przeciwfagowej.

Immunofluorescencję próbowano również stosować do wykrywania wąglika u zakażonych zwierząt. Pritulin i Kuzmin (13) używali w tym celu absorbowanej surowicy precypitacyjnej, znaczonej izotiocyanianem fluoresceiny, za pomocą której nie mogli jednak wykazać obecności laseczek wąglika w rozmazach z narządów białych myszek padłych na wąglik. Dopiero badania Cherry'ego i Freemana (4) przeprowadzone z globuliną fluorescencyjną, sporządzoną z surowicy przeciwotczkowej, wykazały możliwość wykrywania *Bac. anthracis* w narządach ludzi oraz zwierząt doświadczalnych padłych na wąglik. Franěk (8) badał przydatność surowicy przeciwotczkowej do określania antygenu wąglkowego w różnych stadiach rozwoju procesu zakaźnego u białych myszek i świnek morskich, jak również zajął się możliwością skrócenia próby biologicznej przy rozpoznawaniu wąglika za pomocą immunofluorescencji (9).

W przedstawionej pracy przeprowadzono badania nad wykrywaniem wąglika przy użyciu próby biologicznej i znakowanej surowicy przeciwwąglkowej.

Materiał i metody

Badania przeprowadzono z zakaźnym szczepem *Bac. anthracis* 284, wybranym spośród 4 szczepów otrzymanych z Muzeum Szczepów Instytutu Weterynarii w Puławach i 1 uzyskanego ze szczepionki przeciwwąglkowej. Laseczki wąglika wybranego szczepu wytwarzały na podłożu agarowym z dwuwęglanem sodu bardzo wyraźne otoczki.

Surowicę przeciwotczkową do immunofluorescencji uzyskiwano na królikach, szczepiąc je antygenem sporządzonym z kultur szczepu 284, hodowanego na pożywce agarowej z dwuwęglanem sodu w atmosferze CO₂ wg Thornea i wsp. (15). Antygen do szczepień sporządzono wg metody podanej przez Cherry'ego i Freemana (4), z tym, że kulturę wąglika inaktywowano formaliną (koncentracja 2%).

Aktywność immunologiczną uzyskanych surowic przeciwotczkowych sprawdzano za pomocą odczynu precypitacyjnego w żelu agarowym wg Matthews, przy czym stosowano antygen sporządzony metodą Lancefield.

W doświadczeniach posługiwano się bezpośrednią techniką fluorescencyjną stosując do sporządzania koniugaty izotiocyanian fluoresceiny prod. angielskiej. Gamma-globulinę wytrącano z uzyskanej su-

rowicy przeciwotczkowej za pomocą alkoholu etylowego w niskiej temperaturze wg *Juško-Grundboeck* (10). Przy znakowaniu dodawano izotiocyjanianu do gamma-globuliny w stosunku 1:20, przy czym koncentracja białka wynosiła 10 mg/ml roztworu. Globulinę koniugowano 20 godz. po czym filtrowano ją przez kolumnę chromatograficzną w Sephadexu 25, absorbowano proszkiem sporządzonym z wątroby świnińskiej w ilości 100 mg/ml i oczyszczano za pomocą żywicy jonowymiennej Dowex 200—400 mesh. Uzyskaną koniugatę konserwowano mertiolem sodu w stosunku 1:10.000 i przechowywano w temp. +4°. Preparaty barwiono 30 min. w komorze wilgotnej umieszczonej w cieplarni.

Doświadczenia przeprowadzono na białych myszkach wagi 16—18 g, które zakażano zawiesiną laseczek wąglika o koncentracji 10^5 , zawartych w 0,2 ml płynu wprowadzanego zwierzętom podskórnie.

Obecność laseczek określano w rozcierze śledziony zakażonych myszek, który sporządzano za pomocą ręcznego homogenizatora szklanego. Uzyskany rozcier rozcieńczano seryjnie 10-krotnie płynem fizjologicznym i z tych rozcieńczeń sporządzano rozmazy na szkiełkach podstawowych (objętość użytego materiału wynosiła 0,05). Preparaty barwiono metodą *Kopeloff-Beermana* oraz po 5 min. utrwalania alkoholem metylowym koniugatą przeciwwąglkową.

Kontrolne posiewy 0,2 ml odpowiedniego rozcieńczenia rozcieru śledziony sporządzano na agarze z krwią.

W celu sprawdzenia specyficzności metody fluorescencyjnej stosowano następujące próby kontroli: 1) surowica przeciwotczkowa nieznakowana, stosowana przed barwieniem preparatu specyficzną koniugatą, 2) barwienie koniugatą rozmazów sporządzonych z hodowli gronkowca złocistego.

W badaniach używano mikroskopu MB1 produkcji PZO oraz urządzenia luminiscencyjnego OI-18 produkcji radzieckiej z lampą SWD-120A, filtrami SZS-7, FS-1 oraz filtrem zamykającym OG-1 i GG-9 produkcji NRD. Intensywność fluorescencji badanych preparatów określano od + do ++++. Zdjęcia fotograficzne robiono na filmie ORWO 27 DIN przy powiększeniu 700× i ekspozycji 8—16 min.

Wyniki badań

Specyficzność wyprodukowanej koniugaty sprawdzono na rozmazach sporządzanych z zawiesin bakteryjnych, przygotowanych z 24 gczd. kultur agarowych *Bac. anthracis* (5 szczepów), *Bac. cereus*, *Bac. megaterium*, *Bac. subtilis* i *Staph. aureus*. W grupie laseczek wąglikowych obserwowano silną fluorescencję (+++) u 2 szczepów (nr nr 282, 284) oraz słabszą (+) u 3 pozostałych szczepów (nr nr 291, 297, szczepionkowy). Bakterie gronkowcowe dały wynik ujemny zaś *Bac. cereus*, *Bac. megaterium* i *Bac. subtilis* wykazywały fluorescencję bardzo słabą (+).

Intensywność fluorescencji *Bac. anthracis* uzależniona była w głównej mierze od wytworzonej otoczki, przy czym laseczki bez niej fluorowały znacznie słabiej w porównaniu do form otoczkowych.

Podobne różnice w stopniu fluorescencji obserwowano również w preparatach sporządzanych z rozcieru śledziony myszek zakażonych wąglikiem. W przypadkach kiedy komórki bakteryjne wytwarzały grubą otoczkę w organizmie zwierzęcym miała miejsce silna fluorescencja. Kontrolne doświadczenia przeprowadzone z zawiesinami laseczek wąglika hodowanych na

pożywce z dwuwęglanem dały podobne wyniki. Jednakże w porównaniu do badań na zwierzętach doświadczalnych otoczki bakteryjne wytworzone na tym podłożu były mniej wyraźne, a fluorescencja słabiej zaznaczona.

W dalszych badaniach zakażano podskórnie białe myszki zawiesiną laseczek wąglika szczepu chorobotwórczego i wykazywano obecność bakterii w śledzionie zwierząt. Przy wykrywaniu laseczek porównywano metodę barwienia preparatów wg *Kopeloff-Beermana* oraz metodę fluorescencyjną (tab. 1).

Tab. 1. Porównanie metody barwienia wg *Kopeloff-Beermana* i immunofluorescencji preparatów ze śledzion myszek zakażonych wąglikiem

Metoda	Liczba zwierząt badanych	Liczba zwierząt z wynikiem		Procent zwierząt z wynikiem	
		dodatnim	ujemnym	dodatnim	ujemnym
Kopeloff-Beermana	54	26	28	48,14	51,83
Immunofluorescencja	54	30	24	55,55	44,45

Z 54 badanych preparatów barwionych metodą *Kopeloff-Beermana* stwierdzono obecność laseczek wąglika w 26 (48,14%) rozmazach, a przy zastosowaniu metody fluorescencyjnej w 30 (55,55%) preparatach.

Doświadczenia nad możliwością zastosowania przeciwciał fluorescencyjnych przy wykrywaniu wąglika metodą biologiczną przeprowadzono na zakażonych podskórnie białych myszkach. Obecność laseczek wąglikowych w preparatach sporządzonych z rozcierów śledzion zwierząt badanych w określonych odstępach czasu stwierdzano za pomocą barwienia metodą *Kopeloff-Beermana* i immunofluorescencji. Uzyskane wyniki przedstawia tab. 2.

Tab. 2. Porównanie okresów wykrywania laseczek wąglika za pomocą barwienia metodą *Kopeloff-Beermana* i immunofluorescencji

Metoda	Czas po zakażeniu w godzinach								
	6	8	10	12	14	16	20	24	28
Kopeloff-Beermana	0/6*	0/6	1/6	2/6	4/6	2/6	6/6	5/4	6/6
Immunofluorescencja	0/6	0/6	2/6	4/6	4/6	3/6	6/6	5/6	6/6

*) W liczniku liczba myszek z rozpoznaniem dodatnim, w mianowniku liczba zwierząt w grupie.

Przy badaniu preparatów sporządzonych od usypianych myszek po 10 godz. od zakażenia obserwowano występowanie laseczek wąglika, tak po barwieniu metodą *Kopeloff-Beermana*, jak i przy badaniu fluorescencyjnym. Jednakże w początkowym okresie badań (10, 12, 16 godz.) większą liczbę wyników dodatnich notowano u zwierząt badanych metodą fluorescencyjną. Bakterie wąglika obserwowane w pierwszych preparatach występowały pojedynczo w małych liczbach, niekiedy z uszkodzoną

otoczką, zaś w późniejszym okresie (20—28 godz. po zakażeniu (stwierdzano dużą liczbę drobnoustrojów o silnie zaznaczonej otoczce.

Omówienie

Przy wykrywaniu laseczek wąglika za pomocą immunofluorescencji ważną rolę odgrywa dobór odpowiedniej surowicy przeciwwąglikowej. Jak wykazały badania *Pritulina* i *Kuzmina* (13) oraz *Blagowieszczenskigo* i wsp. (3) surowica precypitacyjna, używana do próby Ascoliego daje niespecyficzne reakcje z pokrewnymi bakteriami wąglika, przy czym nie nadawała się do identyfikacji laseczek wąglika u zakażonych zwierząt laboratoryjnych (13).

Do podobnego wniosku doszli *Cherry* i *Freeman* (4), którzy w swoich badaniach nad wykrywaniem wąglika w narządach ludzi i zwierząt używali globuliny fluorescencyjnej, sporządzonej z surowicy przeciwotoczkowej. Surowica taka uzyskana w badaniach własnych wykazała ograniczoną specyficzność i podobnie jak w doświadczeniach *Cherry'ego* i *Freemana* (4) oraz *Franéka* (8) dawała słabą fluorescencję ze szczepami zbliżonymi antygenowo do wąglika.

Ze względów epizootologicznych niezwykle ważnym zagadnieniem jest szybkie rozpoznanie wąglika w ognisku zakażenia, przy czym wszędzie tam gdzie nie można uniknąć próby biologicznej na zwierzętach laboratoryjnych, dąży się do jej maksymalnego skrócenia. W tym celu próbowano stosować przeciwciała fluorescencyjne (9), które pozwoliłyby na pewniejsze i szybsze wykrycie laseczek wąglika w preparatach sporządzonych z narządów wewnętrznych badanych zwierząt, w porównaniu do barwienia preparatów metodą Giemzy-Romanowskiego.

W badaniach własnych nad wykorzystaniem próby biologicznej do wykrywania wąglika u zakażonych myszek stosowano barwienie rozmazów metodą *Kopeloff-Beermana* oraz immunofluorescencję. Porównanie tych dwóch sposobów wskazuje na większą przydatność fluorescencji, która umożliwiła wykrycie laseczek wąglika u 55,55% badanych zwierząt, podczas gdy metoda *Kopeloff-Beermana* u 48,14% myszek (tab. 1). Za pomocą immunofluorescencji jak i barwienia preparatów metodą *Kopeloff-Beermana* obserwowano obecność laseczek wąglika już po 10 godz. od zakażenia myszek (tab. 2), podobnie jak w badaniach *Franéka* (9). Jednakże w początkowym okresie badań notowano większą liczbę wyników dodatnich przy użyciu barwienia fluorescencyjnego, przy czym bakterie występowały pojedynczo, niekiedy z uszkodzoną otoczką. W późniejszym okresie, po 20—28 godz. od zakażenia zwierząt, stwierdzono dużą liczbę laseczek o wyraźnie zaznaczonej otoczce.

Immunofluorescencja więc pozwala na wykrywanie u zakażonych zwierząt małych liczb

laseczek wąglika, uzupełniając ich obraz morfologiczny reakcją serologiczną. Umożliwia to identyfikację wąglika na początku rozwijającego się zakażenia i skrócenia badania biologicznego do 18—20 godz.

Wnioski

Na podstawie przeprowadzonych badań można wysnuć następujące wnioski:

1. Przeciwotoczkowa surowica używana do wykrywania laseczek wąglika w śledzenie zakażonych zwierząt laboratoryjnych za pomocą immunofluorescencji pozwala na rozpoznanie zarazków.

2. Zastosowanie odczynu fluorescencyjnego do diagnostyki wąglika za pomocą próby biologicznej umożliwia skrócenie jej do 18—20 godz.

Piśmiennictwo:

1. Biegeleisen J. Z., Cherry W. B., Skalky R., Moody N. D.: Am. J. Hyg., 75, 230, 1962.
2. Biegeleisen J. Z.: I Bact. 88, 1, 260, 1964.
3. Blagowieszczenskij W. A., Kulberg A. J., Bułatowa I. J., Korn. M. J.: Zur. Mikr. Epid. Imm. 3, 18, 1962.
4. Cherry W. B., Freeman E. M.: Zbl. Bakt. I Orig. 175, 582, 1959.
5. Coons A. H., Creech H. I., Jonas R. N.: Proc. Soc. Expl. Biol. Med. 47, 200, 1941.
6. Daszkiewicz J. O., Dżakow S. I., Jermakow N. W., Iwanowa M. T., Ostpowa I. W.: Zur. Mikr. Epid. Imm. 11, 43, 1960.
7. Dawle W. R., Hanson P. A.: J. Infect. Dis. 108, 125, 1961.
8. Franék J.: Zur. Gig. Epid. Mikr. Imm. 1, 8, 1964.
9. Franék J.: Zur. Gig. Epid. Mikr. Imm. 2, 144, 1965.
10. Juško-Grundboeck J.: Bull. Inst. Vet. 8, 23, 1964.
11. Kuzmin N. A.: Zur. Mikr. Epid. Imm. 3, 23, 1962.
12. Lewina J. N.: Zur. Mikr. Epid. Imm. 1, 9, 1958.
13. Pritulin P. J., Kuzmin N. A.: Wiet. 7, 69, 1959.
14. Riggs J. L., Setwald R. J., Burghalter J. H., Downs C. M., Metcalf T. G.: Am. J. Pathol. 34, 1081, 1958.
15. Thorne C. B., Gomez C. A., Housewright R. D.: J. Bact. 63, 363, 1952.
16. Wasserstrom T.: Lek. Wojsk. 6, 455, 1963.

Adres autorów: Puławy, ul. Dzierżyńskiego 3 m. 8.

Хайковски М., Матрас Я. — Применение флуоресцирующих антител в диагностике сибирской язвы.

Исследовали диагностику сибирской язвы при помощи биопробы и метода иммунофлуоресценции (м.и.ф.). Эксперименты проводили на белых мышках подкожно зараженных *Vac. anthracis*. Из селезенок этих животных приготавливали эмульсии, в которых искали бактерий методом окраски по Копелев-Бээрману и по м.и.ф. Установили, что у зараженных мышей м.и.ф. является более выгодным чем метод с окраской по Копелев-Бээрману и что применение при биопробе м.и.ф. позволяет сократить исследование до 18—20 часов.

Chajkowski M., Matras J. — The use of fluorescent antibodies in the diagnosis of anthrax infection.

The authors describe their research on the diagnosis of anthrax with biological and immunofluorescent samples. The experiments were carried out on white mice subcutaneously infected with the larvae. A paste was made from the spleen of these animals, in which the presence of the larvae was observed by means of the Kopeloff-Beerman staining technique and immunofluorescence.

As a result of their experiments they were able to state the greater suitability of immunofluorescence than of staining by the Kopeloff-Beerman method, in the diagnosis of anthrax in white mice. In addition, the fluorescence reaction in the diagnosis of anthrax with a biological sample shortens the time of testing to 18—20 hours.

Chajkowski M., Matras J. — **L'application d'anticorps de fluorescence à la détection de l'infection par le bacille du charbon.**

Les auteurs firent des recherches sur la détection du charbon en employant les méthodes biologiques et d'immunofluorescence. Les expériences étaient effectués sur des souris blanches infectées sous-cutanément par les bacilles du charbon. On broyait les rates des souris et constatait la présence des bacilles en les colorant à l'aide de la méthode de Kopelhoff-Beerman et l'immunofluorescence.

Les expériences démontrèrent la supériorité de la méthode de l'immunofluorescence pour la détection du charbon chez les souris infectées. Cette méthode possède de plus l'avantage de diminuer le temps nécessaire à son exécution à 18—20 heures, en comparaison avec la méthode biologique.

Chajkowski M., Matras J. — **Anwendung fluoreszierender Antikörper zur Aufdeckung der Milzbrandinfektion.**

Gegenstand der Arbeit bildeten Untersuchungen über Aufdeckung der Milzbrandstäbchen bei Anwendung der biologischen und immunofluoreszierenden Probe. Das Experiment bezieht sich auf subkutan mit Milzbrandstäbchen infizierte weisse Mäuse. Aus Milzen der Tiere wurden Ausstriche verfertigt in welchen dann nach Färbungsmethode von Kopeloff-Beerman und Immunofluorescenz Milzbrandstäbchen festgestellt wurden. Im Endergebnis der Untersuchungen ist eine grössere Brauchbarkeit der Immunofluorescenz von der Färbungsmethode Kopeloff-Beerman zur Aufdeckung der Milzbrandstäbchen bei infizierten Mäusen wahrgenommen worden. Die Anwendung der fluoreszierenden Reaktion in der Milzbranddiagnose mit Hilfe der biologischen Probe ermöglicht Verkürzung derselben um 18—20 Stunden.

CZESŁAW KASZUBKIEWICZ, ZBIGNIEW MICHALSKI, ALEKSANDER ZAKRZEWSKI

Obserwacje nad zakaźnym zanikowym zapaleniem nosa u świń

Katedra Anatomii Patologicznej Wydz. Wet. WSR we Wrocławiu
Kierownik: doc. dr MARIAN KUPROWSKI

Zakaźne zanikowe zapalenie nosa u świń (zzzn), *rhinitis atrophica suum*, *s. rhinitis infectiosa suum* jest schorzeniem występującym w warunkach naturalnych przede wszystkim u świń, a wyjątkowo u innych zwierząt.

Klinicznie objawia się ono zapaleniem błony śluzowej jam nosowych, któremu towarzyszy początkowo wyciek surowiczko-krwawy, później śluzowo-ropny. W miarę rozwoju choroby pojawia się zanik małżowin nosowych i kości sitowej, zanik lub przerost kostnych ścian nosa, poszerzenie przewodów nosowych oraz zatrzymanie w rozwoju szczęki. Te ostatnie zmiany nadają choremu zwierzęciu charakterystyczny „mopsowaty” wygląd, a przy niesymetrycznym rozwoju zmian w nosie, sprawiają ponadto znamienne skrzywienie ryja.

Zzzn u świń zostało opisane po raz pierwszy w 1830 r. przez *Frangue* (5), (11). Początkowo chorobę tę spotykano głównie w USA, Kanadzie, Francji i Szwajcarii. W ostatnich latach schorzenie to stało się nagminnym w wielu krajach Europy.

Trudno jest ustalić kiedy zzzn u świń wystąpiło po raz pierwszy na terenie Polski. Pierwszy opis tej jednostki chorobowej, pochodzący z naszego terenu zawdzięczamy *Janowskiemu* (4). Ten sam autor w następnej swej publikacji na ten temat (5), jak również *Samól* (11) oraz *Kaszubkiewicz* i *Lipanowicz* (8), podali na podstawie literatury i własnych przypadków dość obszerny opis zzzn u świń.

Mimo licznych badań, nie udało się do tej pory ustalić w sposób niesporny etiologii i patogeny tego schorzenia. Szczególnie duża rozbieżność zdań panuje co do przyczyny choroby. Jedni autorzy uważają zzzn za chorobę wynikłą z zaburzeń przemiany materii (1), inni zaś są zdania, że jest ona skutkiem chowu krewniczego, krzywicy, awitaminozy, nieodpowiednich warunków środowiskowych (5), (11). Większość jednak autorów wyraża obecnie pogląd, że zzzn ma podłoże zakaźne (5, 7, 8, 13). Przemawiają za tym badania polegające na doświadczalnym wywołaniu choroby, przez wprowadzenie donosowo świnom oraz innym zwierzętom doświadczalnym wydzieliny z jam nosowych zwierząt chorych. *Paszow* i wsp. w 1963 r. dowiedli, że obok świń mogą chorować na to schorzenie (z typowymi objawami) także psy, koty, króliki, świnki morskie i szczury. Zwierzęta te nie tylko mogą być przenosicielami, ale także mogą być źródłem schorzenia dla świń.

Do tej pory nie wyizolowano jednorodnego czynnika chorobotwórczego. Wśród wyosobnionych drobnoustrojów spotykano takie bakterie jak: *Corynebacterium pyogenes*, *Staphylococcus pyogenes*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Spherophorus necrophorus*, *Haemophilus suis* i *Pasteurella multocida* (2, 5), pasożyty — *Trichomonas* (5, 12), oraz wirusy. Za wirusową etiologią schorzenia może przemawiać stwierdzenie przez *Done* (5, 12) i *Kadyrowa* (7) ciałek wtęlotowych w nabłonku gruczołów błony śluzowej jam nosowych u świń chorych na zzzn.

Wszystkie te badania w dalszym ciągu budzą jednak wątpliwości, ponieważ wielu autorom nie udało się wywołać schorzenia, mimo ścisłego zachowania warunków, jakie podali ich poprzednicy.

Obserwacje własne

Obserwacje nad zzzn prowadzono w 3 chlewniach woj. wrocławskiego (chlewnia S, G i B) w latach 1962—1964. 1. W chlewni S badaniem objęto materiał zarodowy oraz 5 kolejnych miotów. W momencie rozpoczęcia badań stan chlewni przedstawiał się następująco: 1 knur, 12 macior i 64 prosięta w wieku od 8 do 16 tygodni. Zmiany chorobowe stwierdzono u 4 macior i 31 prosiąt (45,4%). Droga wywiadu ustalono, że knur i chore maciory pochodziły z zakupu, zaś maciory zdrowe wyhodowano we własnym gospodarstwie. Na istnienie zmian chorobowych u macior kierownictwo gospodarstwa zwróciło uwagę dopiero po wystąpieniu objawów chorobowych u prosiąt pierwszego miotu. Pierwsze objawy chorobowe wystąpiły w 6—8 tyg. życia prosiąt, u których w tym okresie obserwowano krwawienia i wyciek śluzowo-ropny z jam nosowych. U prosiąt starszych, w wieku od 12—16 tyg., badaniem klinicznym stwierdzono skrócenie szczęki i skrzywienie ryja (ryc. 1, 2, 3), tworzenie się fałdów skórnych po boku ryja oraz bardzo głośne i częste prychanie. Po rozpoznaniu zzzn wszystkie chore maciory oddano na ubój, a na ich miejsce zakupiono nowe z gospodarstw wolnych od choroby. Mimo zlikwidowania chorych macior, objawy zzzn stwierdzono również w 2 następnych miotach. W miocie drugim liczącym 47 prosiąt objawy zzzn wystąpiły u 10 szt. (21,3%), a w miocie trzecim liczącym 56 prosiąt u 12 szt. (21,4%). Wyeliminowanie chorych macior z hodowli wprawdzie nie zlikwidowało choroby, jednak bardzo wyraźnie wpłynęło na