

# Anestetyki stosowane u ryb

PIOTR GOMUŁKA, JERZY ANTYCHOWICZ\*

Katedra Podstawowych Nauk Rybackich Wydziału Ochrony Środowiska i Rybactwa AR-T., ul. Oczapowskiego 5, 10-718 Olsztyn  
\*Zakład Chorób Ryb Państwowego Instytutu Weterynaryjnego, Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

Gomułka P., Antychowicz J.  
**Anaesthetics used in fishes**

Summary

Fish should be anaesthetised during any procedure that is stressful or likely to cause pain. Although anaesthetics are widely used all over the world when transporting and handling fish, knowledge about their application is rather negligible in Poland. This paper gives a brief description of the procedure of anaesthesia in fish. The methods of anaesthesia and problems in administering anaesthetics are described. The indications and limitations in the use of benzocaine, etomidate, MS-222, quinaldine and 2-phenoxyethanol are discussed. The properties and dosage of the five most widely used anaesthetics are given.

**Keywords:** anaesthetics, fish, anaesthesia in fish.

Anestetyki stosuje się podczas zabiegów związanych z chowem i hodowlą ryb, w praktyce ichtiopatologicznej i eksperymentach związanych z użyciem ryb (tab. 1). Konieczność stosowania znieczulenia ogólnego wynika zarówno ze względów etycznych jak i praktycznych. Zastosowanie anestetyków umożliwia przeprowadzenie nawet skomplikowanych zabiegów chirurgicznych na rybach a ponadto, co jest bardzo istotne, łagodzi reakcję stresową tych zwierząt podczas odłowu, sortowania i transportu. Redukując niekorzystne działanie nadmiernego stresu występującego podczas manipulacji hodowlanych można zapobiec późniejszym śnięciom ryb. Nadmierna reakcja stresowa może być bowiem bezpośrednią przyczyną śmiertelności ryb bądź poprzez osłabienie ich odporności może prowadzić do wtórnych infekcji różnego typu.

## Przebieg znieczulenia ogólnego u ryb

Przebieg znieczulenia ogólnego może być różny i zależy od gatunku ryby, rodzaju użytego środka i właściwości fizyko-chemicznych wody, w której przeprowadza się zabieg. Na przykład przy stosowaniu preparatu Propanidid można wyróżnić następujące etapy znieczulenia ogólnego (31): uspokojenie, stadium podniecenia, znieczulenie ogólne – płytkie, a następnie pełne oraz stadium duszenia się.

Znajomość etapów znieczulenia ogólnego (oraz poznanie objawów klinicznych, którymi się charakteryzują) pozwala śledzić przebieg procesu i uniknąć przedawkowania anestetyków. Szczególną uwagę zwraca się przy tym na ruchy wieczka skrzelowego, reakcję na bodźce akustyczne i bólowe. W stadium uspokojenia ryby wykazują ograniczoną ruchliwość,

spowolnione ruchy wieczka skrzelowego i brak reakcji na bodźce wizualne. Stadium podniecenia charakteryzuje się niepokojem, przyspieszonymi ruchami wentylacyjnymi i gwałtownymi odruchami obronnymi. W stadium płytkiego znieczulenia ogólnego ryby początkowo pływają przechylając się z boku na bok, następnie przestają się przemieszczać, nie wykazują odruchów obronnych i reakcji na klucie. Ruchy oddechowe są w tym stadium powolne i regularne. W stadium pełnego znieczulenia ogólnego ryby leżą na dnie zbiornika, pojawiają się drgania gałek ocznych, ruchy oddechowe są nadal regularne. Faza duszenia objawia się nieregularnymi, zamierającymi ruchami oddechowymi, brakiem odruchu akustycznego (odruchu na uderzenie w ścianę zbiornika), niekiedy wydalaniem odchodów.

U gatunków barwnych, zblednięcie końców płetw (jasne obramowanie płetw) może być objawem przedawkowania anestetyku (13). Wskazaniem do przerwania zabiegu jest również brak lub zamieranie ruchów oddechowych. Ze względu na niebezpieczeństwo przedawkowania zaleca się używanie w praktyce jedynie anestetyków, których działanie zostało wypróbowane na niewielkiej partii ryb pochodzących z danej populacji.

## Anestetyki stosowane u ryb

Spośród wielu substancji wywołujących znieczulenie ogólne u ryb szersze zastosowanie znalazły: MS-222, benzokaina, etomidat, metomidat, fenoksyetanol, quinaldina i siarczan quinaldiny.

**MS-222.** MS-222 jest anestetykiem najlepiej poznany pod względem właściwości znieczulających dla



Tab. 1. Zastosowanie anestetyków u ryb

Zabiegi związane z chowem i hodowlą ryb
Odłów
Selekcja ryb
Przyżyciowa ocena dojrzałości owocytów
Pozyskanie produktów płciowych ryb – szczególnie od gatunków „obdarzonych temperamentem” (amur, tołpyga, głowacica, troć, jesiotr, pstrąg) oraz gatunków wrażliwych na stres (lipień, sieja)
Znakowanie
Zaszywanie otworów płciowych szczególnie u gatunków ciepłolubnych ryb karpiowatych
Resekcja jądra w celu pozyskania spermy u suma <i>Silurus glanis</i>
Praktyka ichtiopatologiczna
Badanie kliniczne
Przyżyciowe pobieranie prób diagnostycznych (zeskrobin, krwi, wycinków narządów)
Opatrywanie uszkodzeń powłok zewnętrznych ciała
Usuwanie guzów nowotworowych
Iniekcje terapeutyków, szczepionek i preparatów hormonalnych
Eksperymenty naukowe związane np. z badaniami hematologicznymi
Humanitarne uśmiercanie ryb (eutanazja)

ryb. MS-222 (Finquel, metanosulfonian tricainy, ester etylowy kwasu 3-aminobenzoowego) występuje w postaci białego krystalicznego proszku, łatwo rozpuszczalnego w wodzie. Jest niestabilny w obecności światła. Powinien być przechowywany w niskich temperaturach. Przed użyciem sporządza się zwykle roztwór macierzysty, 10 g MS-222/dm<sup>3</sup> wody. Preparat ten posiada odczyn kwaśny (dla roztworu macierzystego ok. pH 3). Przed zastosowaniem MS-222 do kąpiei ryb roztwór anestetyku buforuje się do pH 7,0–7,5 przy pomocy dwuwęglanu sodu, imidazolu lub kwaśnego fosforanu sodu.

Podawany w postaci kąpiei wodny roztwór MS-222 jest absorbowany przez nabłonek skrzeli i przenika do krwiobiegu. Preparat ten podlega biotransformacji w wątrobie oraz prawdopodobnie w nerce (1). Wydalany jest przez skrzela, z moczem i żółcią. Czas indukcji znieczulenia ogólnego po zastosowaniu MS-222 wynosi ok. 3 min., a wybudzanie trwa zwykle poniżej 10 min. W przypadkach dłuższych zabiegów czas wybudzania może być przedłużony nawet do sześciu godzin (13). Jeżeli czas indukcji jest krótszy niż 2 min. stężenie roztworu jest prawdopodobnie zbyt wysokie i w związku z tym roztwór trzeba rozcieńczyć bądź usunąć zeń ryby (5).

MS-222 stosowany w stężeniach 50–100 mg/dm<sup>3</sup> pozwala znacznie ograniczyć straty wywoływane stre-

sem manipulacyjnym (33). Do transportu używane bywają dawki 20–25 ppm (mg/dm<sup>3</sup>) przy jednoczesnym obniżeniu temperatury wody o 3–5°C poniżej optimum dla danego gatunku (29). MS-222 stosowany w stężeniach powyżej 50 mg/dm<sup>3</sup> powoduje niekorzystny dla zdrowia ryb wzrost wydzielania (32, 33). Cornish i Moon (9) stwierdzili natomiast, że pod wpływem MS-222 u węgorzy *Anguilla rostrata* następuje przesunięcie metabolizmu w kierunku przemian beztlenowych, pomimo stosowania ciągłego przepływu napowietrzanego roztworu tego anestetyku przez jamę skrzelową. Poziom mleczanów w surowicy krwi osiągał w takich przypadkach wartości 100–300 razy większe niż u ryb kontrolnych. U sumika kanałowego (*Ictalurus punctatus*) poddanego działaniu MS-222 w roztworze o stężeniu 0,5 mg/dm<sup>3</sup> wykryto zanik nabłonka zmysłowego w rozetce węchowej, którego regenerację stwierdzono dopiero po 28 dniach (18). MS-222 jest niestabilny w roztworze wodnym i w związku z tym niektórzy kwestionują przydatność tego preparatu jako trankwilizatora w transporcie ryb (24). Dodatkową wadą MS-222 jest wysoka cena tego preparatu.

**Benzokaina.** Mniej kosztownym od MS-222 środkiem znieczulającym dla ryb jest benzokaina. Jest to biała krystaliczna substancja, słabo rozpuszczalna w wodzie – 0,7 mg/dm<sup>3</sup> w temperaturze 20°C (2). Roztwór macierzysty benzokainy sporządza się rozpusz-

czając 10 g benzokainy w 250 ml acetonu. Jako rozpuszczalnika można również używać etanolu lub metanolu. W niskich temperaturach anestetyk ten wytrąca się z roztworu, tworząc na powierzchni wody białą strąty. Gilderhus (11) przypuszcza, że podobnie jak u ludzi okres wydalania benzokainy z organizmu ryby jest bardzo krótki co umożliwia stosowanie tego anestetyku u ryb przeznaczonych do konsumpcji. Autor ten podkreśla jednak, że przy stosowaniu benzokainy występuje wąski margines bezpieczeństwa dla ryb. Stwierdził on mianowicie, że 15 minutowa ekspozycja łososia atlantyckiego na 30 mg/dm<sup>3</sup> tego związku była efektywna i bezpieczna dla ryby, natomiast roztwór o koncentracji 35 mg/dm<sup>3</sup> (przy tym samym czasie ekspozycji) powodował śnięcie wszystkich osobników. Podobnie ekspozycja łososi na roztwór o koncentracji 30 mg/dm<sup>3</sup> przez 20 min nie była szkodliwa, natomiast ekspozycja na roztwór o tej samej koncentracji trwająca 25 min. powodowała śmierć ryb. Ujemnym aspektem używania benzokainy jest również konieczność stosowania kosztownych i nieostrych dla zdrowia ryb i ludzi nośników.

**Quinaldina.** Quinaldina i jej siarczanowa pochodna charakteryzują się znacznie większym marginesem bezpieczeństwa od MS-222 i benzokainy. Muench (25) opisał eksperyment, w którym u *Lepomis cyanellus* wywołano 11-godzinne znieczulenie ogólne za pomocą roztworu quinaldiny o koncentracji 20 ppm (20 mg/dm<sup>3</sup>), która niemal trzykrotnie przekraczała dawkę efektywną stosowaną u tego gatunku. Nie stwierdził on przy tym szkodliwego wpływu anestetyku na ryby. Blasiola (6) poddawał anestezji siarczanem quinaldiny tropikalne ryby morskie, należące do ponad 20 gatunków. Po wykonanych zabiegach nie obserwował śnięć. Niezależnie od tego zaobserwowano jednak, że quinaldina i jej siarczanowa pochodna niezadawalająco blokują przewodzenie bodźców bólowych u ryb. Gilderhus i Marking (12) odnotowali, że zwiększanie dawki quinaldiny do 40 ppm (40 mg/dm<sup>3</sup>) nie hamuje odruchów na silne bodźce bólowe u pstrąga tęczowego. Inni autorzy podkreślają również, że podczas anestezji przy użyciu roztworu quinaldiny lub jej siarczanu ryby poddane działaniu silnych bodźców zewnętrznych reagują gwałtownymi ruchami (17, 20, 25, 28). Zjawisko to ogranicza możliwość stosowania quinaldiny w zabiegach wymagających całkowitej immobilizacji ryb.

**Etomidat.** Etomidat i metomidat są pochodnymi propoksu. Preparaty te są dostępne w postaci bezbarwnych roztworów wodnych. Wywołują one znieczulenie u ryb charakteryzujące się krótkim okresem indukcji, silnym zwióceniem mięśni (miorelaksacja) i wydłużonym okresem wybudzania. Należy przy tym podkreślić, że preparaty te nie posiadają właściwości przeciwbólowych u ssaków i prawdopodobnie również u ryb (7). W związku z tym nie są one zalecane do znieczulenia chirurgicznego. Narkoza wywołwana przy użyciu etomidatu lub metomidatu jest bezpiecz-

na dla wielu gatunków ryb (3, 17, 21, 22, 27). Limsuwan i wsp. (19) stwierdzili, że indeks terapeutyczny etomidatu wynosi 6,2–5,0 dla sumika kanałowego (*Ictalurus punctatus*) i 7,6–7,0 dla ryby karpiołowej *Notemigonus erysoleucas* odpowiednio przy czasie ekspozycji od 10 do 80 min. Brak właściwości analgetycznych limituje przydatność etomidatu i metomidatu do zabiegów chirurgicznych. Dodatkowym czynnikiem ograniczającym stosowanie tych preparatów jest wydłużony czas wybudzania z narkozy (12, 17). Cecha ta jest szczególnie niekorzystna jeżeli ryby po zabiegu mają być uwalniane do środowiska naturalnego. Należy jednak podkreślić, że stosowanie etomidatu do znieczulania ryb nie powoduje u nich wzrostu poziomu kortyzolu w przeciwieństwie do MS-222, quinaldiny i fenoksyetanolu (4, 10, 32). Przypuszcza się, że etomidat blokuje działanie ACTH w komórkach śródnerczy ryb (32) zapobiegając w ten sposób rozwojowi hiperglikemii i hypochloremii.

**Fenoksyetanol.** Ostatnim spośród częściej stosowanych środków spełniających kryteria stawiane przed anestetykami dla ryb jest fenoksyetanol. Jest on bezbarwną oleistą cieczą, wykazującą właściwości drażniące, a ponadto uszkadza narządy mięsne człowieka i prawdopodobnie ryb (5). Fenoksyetanol znalazł zastosowanie w ichtiopatologii jako środek grzybobójczy, bakteriobójczy oraz jako anestetyk. Przed zastosowaniem preparatu do usypiania ryb zaleca się wstępnie rozpuścić odmierzoną dawkę w niewielkiej ilości ciepłej wody. Wodny roztwór fenoksyetanolu jest stabilny i może być używany przez kilka dni. Znieczulenie wywołane tym środkiem charakteryzuje się krótkim okresem indukcji i wybudzania.

Fenoksyetanol znalazł zastosowanie głównie do usypiania ryb ciepłolubnych (23). Anestetyk ten jest niechętnie stosowany u ryb zimnolubnych ponieważ słabo rozpuszcza się w niskich temperaturach (12). Wykazano jednak, że wraz ze spadkiem temperatury zmniejsza się dawka potrzebna do uzyskania znieczulenia ogólnego i rośnie równocześnie indeks terapeutyczny (30); wynosi on np. 5 dla łososia nerka (*Oncorhynchus nerka*) w temperaturze 4°C. W trakcie znieczulenia fenoksyetanolem pojawia się często samorzutne wybudzanie, natomiast w wysokich stężeniach notowana bywa nadaktywność ryb objawiająca się gwałtownym, niefizjologicznym pływaniem (5). Niektóre gatunki ryb wykazują małą wrażliwość na działanie fenoksyetanolu. Zastosowany w koncentracji 0,6 ml/dm<sup>3</sup> nie wywołuje na przykład znieczulenia ogólnego u ryb labiryntowych należących do gatunków *Colisa* i *Macropodus* (badania własne niepublikowane). Na podkreślenie zasługuje fakt, że fenoksyetanol wykazuje właściwości bakteriostatyczne i mykostatyczne (34). Częste usypianie ryb przy użyciu fenoksyetanolu powoduje jednak zmniejszenie ich wrażliwości na ten preparat, co objawia się wydłużonym czasem indukcji (15) (tab. 2).



Tab. 2. Koncentracje wybranych anestetyków stosowane do znieczulania ryb

Nazwa substancji czynnej	Rodzaj zabiegu	Koncentracja
Etomidat	transport	0,2–0,5 mg/l
	znieczulenie	2–4 mg/l
Fenoksytanol	transport	0,1–0,2 ml/l
	znieczulenie	0,4–0,6 ml/l
MS-222	transport	25 mg/l
	znieczulenie	50–100 ml/l
	badania hematologiczne i eutanazja	200 mg/l
Siarczan quinaldiny	znieczulenie	10–200 mg/l

### Drogi podawania anestetyków u ryb

Spośród sposobów podawania leków o działaniu ogólnie znieczulającym największe znaczenie u ryb ma imersja, a w dalszej kolejności iniekcje domięśniowe i dootrzewnowe. Podawanie rybotom anestetyków *per os* jest rzadko stosowane. Przyczyną tego jest powolne ich wchłanianie z przewodu pokarmowego oraz trudność w określeniu pobranej przez ryby ilości leku. Podawanie metomidatu *per os* stosowano u ryb wcześniej immobilizowanych iniekcją wykonywaną przy użyciu podwodnego pistoletu strzałkowego (dawka nieokreślona) (14). Podejmowano również próby podawania granulatów impregnowanych diazepamem (26).

Parenteralnie podaje się rybotom anestetyki zwykle w postaci iniekcji domięśniowych i dootrzewnowych. Iniekcje dożylnie mają małe znaczenie ze względu na ograniczony dostęp do naczyń krwionośnych. Podawanie preparatów w postaci iniekcji stosowane jest u dużych osobników lub w przypadku zbiorników o znacznej objętości, gdzie dodawanie anestetyku do wody jest kosztowne i niepraktyczne, a jednocześnie odłów ryb nie stwarza trudności. Drogę tę stosuje się również w eksperymentach naukowych.

Jak wspomniano wcześniej, najbardziej rozpowszechnioną drogą podawania leków znieczulających jest kąpiel (imersja). Lek dodaje się do wody, w której znajdują się ryby, bądź przenosi się je do wcześniej przygotowanego roztworu. Postępowanie takie jest wystarczające do przeprowadzenia trwających kilka minut zabiegów. Po ich wykonaniu ryby umieszcza się w wodzie wolnej od anestetyku lub ponownie w roztworze anestetyku dla przedłużenia znieczulenia.

Do przeprowadzenia dłużej trwających zabiegów poza wodą konieczne jest zastosowanie systemu zapewniającego ciągły przepływ natlenionego roztworu anestetyku przez jamę skrzelową. Najprostsze z opisanych systemów wykorzystują grawitacyjny przepływ płynu ze zbiornika umieszczonego powyżej miejsca zabiegu poprzez jamę skrzelową do zbiornika odbior-

czego. Ryba umieszczona jest na perforowanej płycie zapewniającej odpływ roztworu. Obydwa zbiorniki można zamieniać w celu wielokrotnego wykorzystania płynu. Przykład mniej pracochłonnego systemu recyrkulacyjnego przedstawiono na ryc. 1. System ten wykorzystuje pompy akwarystyczne do wzbudzenia przepływu i równocześnie napowietrzania wody. Użycie tego samego roztworu środka znieczulającego do wielokrotnych zabiegów powoduje spadek zawartości substancji czynnej i gromadzenie szkodliwego dla ryb amoniaku. Potrzebę wymiany roztworu można określić przez pomiar czasu indukcji znieczulenia ogólnego u kolejnych ryb (nie powinien być dłuższy niż 3–4 min.), bądź przez bezpośrednie badanie właściwości roztworu (pH, zawartość  $\text{NH}_4$ ). Pojawienie się piany w napowietrzonym roztworze jest praktyczną wskazówką do jego wymiany. Piana jest wynikiem wzrostu koncentracji białek pochodzących ze śluzu pokrywającego ciało ryb (13).



Ryc. 1. Zestaw do przeprowadzania zabiegów chirurgicznych u ryb w znieczuleniu ogólnym z wymuszonym przepływem płynu przez jamę skrzelową

Interesującą choć rzadko opisywaną metodą jest technika rozpylania anestetyku na skrzela ryb (spray). Colesante (8) stosował tę metodę z pozytywnym skutkiem u dużych ryb z rodziny *Esocidae*, używając mieszaniny 1:4 trichlorotrimetylopropanolu:etanolu (chloroton). Kidd i Banks (16) podczas pozyskiwania produktów płciowych od żyjących na wolności troci *Salvelinus namaycush* rozpylali na skrzela ryb ważących od 3–15 kg roztwór estru etylowego kwasu 3-amino-benzoowego (MS-222) o stężeniu 150 ppm. Metoda ta nie powoduje urazów mechanicznych, nie wymaga dodatkowych zbiorników i znacznie ogranicza zużycie anestetyku. Wydaje się być szczególnie użyteczną w badaniach prowadzonych na pokładzie łodzi bądź kutrów, ze względu na ograniczoną na takich jednostkach przestrzeń.

### Wybór środka znieczulającego

Z przytoczonych powyżej danych wynika, że poszczególne środki znieczulające wykazują różne pozytywne i negatywne właściwości. Dokonując wyboru odpowiedniego środka należy uwzględnić specyfikę wykonywanego zabiegu oraz oddziaływanie anestetyku na organizm ryby. Niestety w praktyce podstawowym kryterium doboru środków znieczulających dla ryb jest ich dostępność na rynku.

Podczas transportu ryby wystawione są na długotrwałe oddziaływanie anestetyku. Środek użyty do osłony przed ujemnym wpływem stresu transportowego nie powinien wykazywać właściwości drażniących lub uszkodzających tkanki, nie powinien również sam być przyczyną zwiększonej reakcji stresowej. Najbardziej przydatnymi do transportu wydają się być preparaty zawierające w swym składzie etomidat (np. preparat Propiscin produkowany przez Instytut Rybactwa Śródlądowego w Żabieńcu). W przypadku zabiegów nie wywołujących silnego bólu (odłów ryb, selekcja, pobieranie zeskrobin, itp.) zalecane są specyfiki oparte na etomidacie, fenoksytanolu bądź siarczanie guinaldiny. Do zabiegów wymagających pełnej immobilizacji ryb, bądź powodujących silną reakcję bólową najczęściej używane są benzokaina i MS-222. Należy jednak pamiętać, że długotrwały kontakt ryb z tymi preparatami pociąga za sobą ryzyko dla zdrowia ryb.

Podstawową zasadą przy użyciu środków znieczulenia ogólnego dla ryb jest, niezależnie od rodzaju wykonywanego zabiegu, ograniczenie czasu kontaktu zwierząt z anestetykiem do niezbędnego minimum.

### Piśmiennictwo

1. Allen J. L., Hunn J. B.: Vet. Hum. Toxicol. 28 (Suppl. 1), 21, 1986.
2. Allen J. L., Gerry V., Steege S., Xiong S.: Prog. Fish-Cult. 56, 145, 1994.
3. Barto B. A., Peter R. F.: J. Fish Biol. 20, 39, 1982.
4. Amend D. F., Goven B. A., Elliot D. G.: Trans. Am. Fish. Soc. 111, 337, 1982.
5. Bell G. R.: A guide to the properties, characteristics, and use of some general anaesthetics for fish. J. Fish. Res. Bd. Canada, bull. no. 48, 1964.
6. Blasiola Jr. G. C.: J. Fish Biol. 10, 113, 1977.

7. Brown L.: Vet. Clin. North Am. 18, 2, 1988.
8. Colesante R. J.: Improvements of esocid culture techniques, New York Department of Environmental Conservation, Report of 1976 studies, Albany, 1997.
9. Cornish I. M. E., Moon T. W.: J. Fish Biol. 28, 1, 1986.
10. Davis K. B., Parker N. C., Settle M. A.: Prog. Fish-Cult. 44, 205, 1982.
11. Gilderhus Ph. A.: Prog. Fish-Cult. 52, 189, 1990.
12. Gilderhus Ph. A., Marking L. L.: Prog. Fish-Cult. 7, 228, 1987.
13. Harms C. A., Bakal R. S.: J. Small Exot. Animal Medicine 3, 19, 1995.
14. Hervey B., Denny C., Kaiser S., Young J.: Vet. Rec. 122, 174, 1988.
15. Hseu J. R., Yeh S. L., Chu Y. T., Ting Y. Y.: J. Taiwan Fish. Res. 2, 41, 1994.
16. Kidd R. B., Banks G. D.: Prog. Fish-Cult. 52, 272, 1990.
17. Lemm C. A.: U. S. Department of the Interior Fish and Wildlife Service, Resources Publ. 196, Washington, D. C., 1993.
18. Lewis D. H., Tarpley R. J., Marks J. E., Sis R. F.: J. Fish Biol. 26, 355, 1985.
19. Limsuwan C., Grizzle J. M., Plumb J. A.: Trans. Am. Fish. Soc. 112, 544, 1983.
20. Locke D. O.: U. S. Fish and Wildlife Service Investigations in Fish Control, Resource Publ. 24, Washington, D. C., 1969.
21. Malmstrom T., Salte R., Gjoen H. M., Linseth A.: Aquaculture 113, 331, 1993.
22. Mattson N. S., Rippe T. H.: Aquaculture 83, 89, 1989.
23. McCarter N.: Prog. Fish-Cult. 54, 263, 1992.
24. McFarland W. N.: California Fish 46, 407, 1960.
25. Muench B.: Prog. Fish-Cult. 20, 42, 1958.
26. Murae T., Andrews J. W., Muller J. W.: Prog. Fish-Cult. 15, 74, 1979.
27. Plumb J. A., Schwedler T. E., Limsuwan C.: Prog. Fish-Cult. 45, 30, 1983.
28. Schoettger R. A., Julin A. M.: U. S. Fish and Wildlife Service Investigations in Fish Control, Resource Publ. 13, Washington, D. C., 1969.
29. Sedgwick C. J.: Vet. Clin. North Am. 2, 3, 1986.
30. Sehdev H. S., McBride J. R., Fagerlund U. H. M.: J. Fish. Res. Bd. Canada 20, 1435, 1963.
31. Siwicki A.: Aquaculture 38, 171, 1984.
32. Thomas L., Robertson L.: Aquaculture 96, 69, 1991.
33. Wedemeyer G.: J. Fish. Res. Bd. Canada 27, 5, 1970.
34. Wolf K., Dunbar C. E.: Trans. Am. Fish. Soc. 88, 117, 1959.

Adres autora: lek. wet. Piotr Gomulka, ul. Dybowskiego 7/104, 10-718 Olsztyn

### LOCKABY J. B., HOERR F. J., LAUERMAN L. H., KLEVEN S. H.: Patogenność *Mycoplasma synoviae* dla kurcząt brojlerów. (Pathogenicity of *Mycoplasma synoviae* in broiler chickens). Vet. Pathol. 35, 178-190, 1998 (3)

Określono patogenność izolatów *Mycoplasma synoviae* (WVU 1853, K1968, K1858 92D8034, F10-2AS i FMT) dla kurcząt brojlerów SPF, które zakażono w wieku 1 dnia  $3,1 \times 10^5$  jtk do opuszki stopu względnie do worka spojówkowego. Po 7, 14, 28 i 42 dniach po 5 kurcząt z każdej grupy zabijano, określano miano przeciwciał dla *M. synoviae* w teście HI i aglutynacji płytowej lub tylko w teście HI, sporządzono preparaty histologiczne i wykonano posiewy w celu izolacji zarazka oraz badano metodą PCR na obecność *M. synoviae*. Silnie patogenny izolat K1968 wywoływał zmiany chorobowe w układzie oddechowym, trzewiach i układzie szkieletowym niezależnie od drogi zakażenia. Izolowano go z wszystkich tkanek po zakażeniu do opuszki podeszwy oraz z układu oddechowego i szkieletowego po zakażeniu do worka spojówkowego. Po zakażeniu do opuszki podeszwy izolatami o średniej patogenności (WVU1853, K1858 i 92D8034) zmiany chorobowe występowały w trzewiach i w układzie szkieletowym i stąd je izolowano, podczas gdy po zakażeniu do worka spojówkowego zmiany występowały wyłącznie w układzie oddechowym, z którego te izolaty wyosobniono. Izolat F10-2AS po zakażeniu do opuszki stopy nie wywoływał zmian w trzewiach i nie izolowano go z organizmu ptaków zakażonych, izolowano go z układu oddechowego po zakażeniu do worka spojówkowego. Izolat FMT wywoływał tylko zmiany w górnym odcinku dróg oddechowych wyłącznie po zakażeniu do worka spojówkowego.