

JOANNA GRUDNIEWSKA\*, ANDRZEJ K. SIWICKI\*\*,  
ELŻBIETA TERECH-MAJEWSKA\*\*\*

## **PROFILAKTYKA OGÓLNA W AKWAKULTURZE – ZNACZENIE DLA ŚRODOWISKA NATURALNEGO**

\*Instytut Rybactwa Śródlądowego im. Stanisława Sakowicza  
Zakład Hodowli Ryb Łososiowatych w Rutkach, 83-330 Żukowo  
e-mail: jgrudniewska@infish.com.pl

\*\*Zakład Patologii i Immunologii Ryb w Żabieńcu

\*\*\*Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie  
Katedra Epizootologii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej

### **Wstęp**

Przestrzeganie higieny hodowli i żywienia ryb, ich celowa pielęgnacja i racjonalna eksploatacja, to podstawowe elementy profilaktyki ogólnej w akwakulturze. Środowisko naturalne stanowiące całość żywych i nieożywionych składników przyrody ściśle ze sobą powiązanych, otaczających organizmy żywe jest bardzo wrażliwe na jakąkolwiek ingerencję człowieka. Stan środowiska naturalnego nie tylko w Polsce, lecz na całej kuli ziemskiej ulega szybkiej degradacji. Skażone środowisko wodne jest źródłem bardzo licznych drobnoustrojów patogennych dla ryb i jednocześnie najlepszym miejscem ich bytowania i namnażania. Mając powyższe na uwadze, nasze działania związane z profilaktyką ogólną w akwakulturze mogą nie tylko w znaczący sposób zapobiegać chorobom ryb, ale także hamować degradację środowiska naturalnego albo co najmniej nie pogarszać sytuacji już istniejącej. Podstawowym zadaniem ukierunkowanej profilaktyki jest zapobieganie chorobie bądź innemu niekorzystnemu zjawisku zdrowotnemu, przez kontrolowanie przyczyn i czynników ryzyka oraz jej wczesne wykrycie i leczenie. Zadania te możemy realizować stosując: profilaktykę wczesną, polegającą na utrwalaniu prawidłowych wzorców prozdrowotnych zachowań, profilaktykę pierwotną (I fazy), mającą na celu zapobieganie chorobie przez kontrolowanie czynników ryzyka w odniesieniu do organizmów narażonych na czynniki ryzyka, profilaktykę wtórną (II fazy), polegającą na zapobieganiu konsekwencjom choroby przez jej wczesne wykrycie i leczenie oraz profilaktykę III fazy, której działania zmierzają w kierunku zahamowania postępu choroby oraz ograniczeniu jej następstw.

### **Profilaktyka wczesna i pierwotna**

Profilaktyka wczesna i pierwotna ma na celu zwiększenie odporności ryb na choroby, przez właściwe żywienie i przestrzeganie podstawowych zasad higieny hodowli. W akwakulturze działania te powinny być realizowane w aspekcie ujemnego

wpływu hodowli na środowisko naturalne. Oprócz podstawowych wymogów hodowlanych w postaci odpowiednich urządzeń, sprzętu, dobrej jakości wody oraz diety, należy zapewnić rybom dobre warunki przetrzymywania, ograniczyć wszelkie manipulacje i wybierać te metody profilaktyki, które są najbardziej korzystne dla ryb i środowiska naturalnego. Szczególnie istotne jest przygotowanie ryb do tarła, czyli tzw. okres okołotarłowy, nie tylko u ryb hodowlanych, ale również u ryb dziko żyjących, u których w wielu obiektach hodowlanych przeprowadza się rozród kontrolowany, a następnie podchowy wylęgu. W tym okresie, ale nie tylko, należy rybom zapewnić odpowiednią dietę wzbogaconą w immunostymulatory [Siwicki i in. 2004a, 2005]. Można również stosować dostępne na polskim rynku szczepionki w celu przygotowania ryb do skutecznej obrony przeciwko określonemu patogenowi [Siwicki i in. 2004b]. Stosowanie immunoprofilaktyki nieswoistej i swoistej u tarlaków przed tarłem w znaczący sposób wpływa na stan kondycyjny i efekty hodowlane u potomstwa, co ma istotne znaczenie w ochronie zdrowia narybku w pierwszych tygodniach życia, gdy układ odpornościowy nie jest jeszcze w pełni rozwinięty [Grudniewska i in. 2010a,b]. Wszystkie te zabiegi mogą również podnieść poziom wydolności układu immunologicznego, warunkującego odporność na infekcje wirusowe, bakteryjne i grzybicze. Należy przypuszczać, że tak przygotowany, dobrej jakości materiał zarybieniowy (o wysokim potencjale odporności), po wpuszczeniu do rzek ma większe szanse przeżycia, co w znaczący sposób poprawi efektywność zarybienia.

## Dieta pokarmowa

Dieta pokarmowa powinna być odpowiednio zbilansowana dla danego gatunku, a wielkość paszy dopasowana do stadium rozwojowego ryb. W chwili obecnej rynek paszowy w Polsce dysponuje dobrej jakości granulatami produkowanymi przede wszystkim dla pstrąga tęczowego i karpia. W związku z tym niezbędne jest poszukiwanie pasz, które można stosować w żywieniu innych gatunków ryb i które jednocześnie nie powodują niedoborów witaminowych oraz nieprawidłowości w rozwoju. W przypadku hodowli lub podchowów rzadkich gatunków ryb należy korzystać z pasz najlepszej jakości, a niejednokrotnie skarmiane pasze uzupełniać pokarmem naturalnym (larwy solowca – *Artemia salina*, inny plankton, ochetki, robaki mięsne), co przynosi wymierne korzyści w postaci lepszego wykorzystania paszy, niskich współczynników pokarmowych, poprawy wzrostu i ogólnego stanu zdrowia oraz mniejszego obciążenia pozostałościami i odchodami środowiska naturalnego [Szczepkowski i in. 2010, Szmyt i in. 2004]. W ciągu ostatnich lat, w krajach rozwiniętych (Japonia, USA, Wielka Brytania, Francja, Niemcy) powstała i rozwija się koncepcja żywności funkcjonalnej. Jest to żywność, która poza podstawowymi wartościami odżywczymi, może zapewnić korzyści dla zdrowia. Na ogół są to dodatki do żywności, takie jak: probiotyki (różne szczepy bakterii), prebiotyki (oligosacharydy), witaminy i minerały (selen, cynk), przeciwutleniacze (tokoferole, witamina C), kwasy tłuszczowe (zwłaszcza omega 3), fitozwiązki

oraz aminokwasy, proteiny i nukleotydy [Jarmołowicz, Zakęś 2010]. Wzbogacanie paszy w immunostymulatory naturalne, jak np. glukan może mieć istotny wpływ na polepszenie kondycji ryb, lepsze wykorzystanie diety pokarmowej oraz ograniczenie strat powodowanych chorobami infekcyjnymi i zmniejszenie zużycia chemioterapeutyków [Siwicki i in. 2004a]. Badania poziomu parametrów odpornościowych u ryb karmionych paszą z glukanami wykazały stymulujący wpływ tego preparatu na nieswoiste mechanizmy obronne i odporność przeciwwakacyjną [Siwicki i in. 2004a, 2005]. Stosowanie immunostymulatorów w paszy skarmianej w czasie podchowu pstrąga tęczowego oraz ryb przeznaczonych na zarybianie (lipień, troć, pstrąg potokowy) poprawia ich kondycję, wzrost oraz odporność [Grudniewska i in. 2010b].

## Dezynfekcja

Istotnym elementem profilaktyki ogólnej w akwakulturze jest dezynfekcja polegająca na przestrzeganiu zasad higieny przez stosowanie środków myjąco-dezynfekcyjnych oraz profilaktyczne kąpiele ikry, narybku lub starszych ryb. Zadaniem tych zabiegów jest zniszczenie drobnoustrojów (saprofitów, patogenów, potencjalnych patogenów) przez działanie na struktury komórkowe lub funkcje metaboliczne [Kosek i in. 2002]. Można w ten sposób likwidować ogniska infekcji w środowisku zewnętrznym oraz chronić zakażony obiekt przed wybuchem choroby. Wieloletnie obserwacje wykazały, że systematyczne stosowanie dezynfekcji w czasie trwania leczenia lub po jego zakończeniu, nie tylko likwiduje chorobę, ale również jej źródło w środowisku. Dezynfekcja w rybactwie może dotyczyć samego obiektu, wylęgarni, urządzeń i sprzętu rybackiego, jak również ikry i ryb w nim hodowanych. Można ją przeprowadzać w akwakulturze dwojako: przy użyciu środków chemicznych oraz metod fizycznych, takich jak: czyszczenie mechaniczne, działanie wysoką temperaturą, bezpośrednie napromieniowanie słoneczne, napromieniowanie promieniami nadfioletowymi, wysuszenie, działanie ozonem [Grudniewska i in. 2004]. Metody chemiczne szeroko rozumianej dezynfekcji w akwakulturze na ogół sprowadzają się do stosowania wybranych preparatów biobójczych. Dobry preparat dezynfekcyjny musi cechować wysoki stopień biodegradacji oraz niska toksyczność, natychmiastowe działanie w niskich stężeniach na szerokie spektrum organizmów i brak narastania oporności drobnoustrojów. Istotna jest również duża trwałość koncentratu i roztworów roboczych w wodzie o zróżnicowanej temperaturze, dobra rozpuszczalność i wysoka tolerancja w stosunku do substancji organicznych. W hodowli ryb od lat stosuje się różne preparaty do dezynfekcji oraz profilaktycznych kąpiele ikry, narybku lub ryb starszych. Jednakże, ze względu na ograniczenia środowiskowe i pozostałości w rybach, nie wszystkie mimo wysokiej skuteczności (na przykład zieleń malachitowa) nadają się w chwili obecnej do wykorzystania w rybactwie [Grudniewska i in. 2005, Terech-Majewska i in. 2010]. Do najczęściej stosowanych w tej chwili, według informacji uzyskanych od hodowców ryb, należą: formalina, chloramina, siarczan miedzi, jodofory, preparaty

zawierające związki utleniające. Przeprowadzone badania własne i w innych ośrodkach naukowych pozwoliły na wytypowanie kilku preparatów dezynfekcyjnych skutecznych w profilaktyce i terapii wybranych chorób ryb oraz mało szkodliwych lub nieszkodliwych dla środowiska naturalnego [Grudniewska i in. 2005, 2006, 2008, 2010]. Oprócz wysokiej aktywności w stosunku do mikroorganizmów, preparaty te charakteryzują się niską toksycznością, wysokim stopniem biodegradacji oraz bezpieczeństwem stosowania. Należą do nich preparaty mające silne właściwości utleniające produkowane na bazie nadtlenu wodoru i kwasu nadoctowego (Dezynfektant CIP, Steridiale, Oxim), nadwęglanu sodowego (Oxyper) oraz mononadsiarczanu potasu (Virkon). Preparaty na bazie chloru, takie jak chloramina i dwutlenek chloru oraz jodofory (Actomar), mają silne właściwości biobójcze i są od lat stosowane w wylęgarni do dezynfekcji. Większość z przedstawionych powyżej preparatów dezynfekcyjnych została poddana ocenie toksyczności i skuteczności profilaktyczno-leczniczej w hodowli ryb. Ma to istotne znaczenie, albowiem preparatów silnie toksycznych i szkodliwych dla środowiska naturalnego, nie możemy wprowadzać do wody, a tym bardziej narażać ryb na ich toksyczne oddziaływanie. Ponadto, częste stosowanie niektórych substancji chemicznych może przyczyniać się do występowania zjawiska lekooporności.

**Formalina** (wodny roztwór formaldehydu 35-40%) jest uniwersalnym i jednym z najlepszych środków stosowanych do dezynfekcji obiektów hodowlanych w higienie weterynaryjnej. Jest preparatem zarejestrowanym przez US FDA do kontroli infekcji grzybiczych na ikrze ryb łososiowatych [Gaikowski i in. 1999]. Zalecane stężenie formaliny do kąpieli ikry ryb łososiowatych wynosi 1:500 ppm, co powinno skutecznie hamować rozwój pleśni [Grudniewska i in. 2005]. Może być stosowana do dezynfekcji sprzętu i urządzeń hodowlanych oraz leczniczych kąpieli wylęgu i ryb starszych [Antychowicz 2007]. Formaliny nie powinno stosować się przy temperaturze wody poniżej 10°C, gdyż zachodzi niebezpieczeństwo wytrącenia się toksycznego osadu paraformaldehydu. Jednakże należy mieć na uwadze, że formaldehyd wykazuje silne działanie karcynogenne i jest szkodliwy dla środowiska naturalnego [Marking i in. 1994].

**Siarczan miedzi** jest popularnym i często stosowanym preparatem podczas profilaktyczno-leczniczych kąpieli u ryb. Stosowany może być jako środek grzybo-, bakterio- i wirusobójczy, jak również jako algicyd [Marking i in. 1994]. Miedź jest bardzo toksyczna dla ryb łososiowatych i jej toksyczność zależy od twardości wody [Meyer, Schnick 1989].

**Preparaty zawierające aktywny chlor** przeznaczone są szczególnie do dezynfekcji powierzchni czystych oraz zanieczyszczonych substancjami organicznymi [Sanchez i in. 1996]. Znalazły one również szerokie zastosowanie w rybactwie. **Chloramina-T** oraz podchloryn wapnia i sodu wykazują działanie bakteriobójcze i wirusobójcze do 15 min [Marking i in. 1994]. Preparaty zawierające aktywny chlor zabijają wegetatywne formy bakterii oraz ich przetrwalniki. Również dla zarodników pleśni 1% roztwór Chloraminy-T jest zabójczy. Obecność substancji organicznych i innych zanieczyszczeń zmniejsza ich dezynfekcyjną skuteczność działania. Stężenie

dezynfekcyjne Chloraminy-T, w zależności od twardości wody oraz pH, waha się od 2,5 do 20 mg/l w kąpielach od 15 do 60 minut [Noga 1996].

**Jodofory** to substancje zawierające kompleksy jodu z polimerami oraz związkami powierzchniowo czynnymi. Związki jodu, podobnie jak i chloru, wykazują wysoką aktywność biobójczą. Preparaty na bazie jodu można używać do odkażania sprzętu rybackiego, pomieszczeń, urządzeń oraz dezynfekcji rąk. Do jodoforów zaliczany jest preparat **Actomar K 30**, który skutecznie zastąpił stosowaną dawniej Pollenę. Badania własne dotyczące oceny skuteczności preparatu Actomar K 30 w zwalczaniu chorób wirusowych ryb, ze szczególnym uwzględnieniem odkażania ikry ryb łososiowatych, wykazały, że preparat ten charakteryzuje się wysoką, niszczącą w 100% skutecznością w stosunku do wirusów: VHS, IHN, SVC i IPN oraz niską toksycznością w stosunku do hodowli komórkowych i fibroblastów gonad [Siwicki i in. 2002]. Skuteczne stężenia tego preparatu polecane do odkażania ikry wynoszą 4-8 ml/l w czasie kąpieli od 3 do 6 min. Actomar K 30 znalazł swoje miejsce w wylęgarnictwie ryb łososiowatych i od lat stosowany jest w większości wylęgarni ryb w Polsce do kąpieli dezynfekcyjnych ikry zapłodnionej (informacje ustne od hodowców).

**Virkon S** należy do wieloskładnikowych dezynfektantów mających silne właściwości utleniające. Substancją aktywną jest mononadsiarczan potasu. Zgodnie z informacją producenta działa bakterio-, wiruso-, i grzybobójczo. Jest skuteczny w zwalczaniu wirusów patogennych dla ryb: ISA, IPN, *Rhabdovirus* oraz bakterii *Aeromonas hydrophila*, *Aeromonas salmonicida*, *Renibacterium salmoninarum*, *Yersinia ruckeri*, *Vibrio anguillarum* [www.antecint.com]. W Danii doświadczalnie stosowano Virkon w systemie recyrkulacyjnym do zwalczania niektórych pasożytów węgorza [Madsen i in. 2000]. Badania własne przeprowadzone podczas inkubacji ikry pstrąga tęczowego [Grudniewska i in. 2005] wskazują na możliwość stosowania Virkonu w profilaktycznych kąpielach, jednakże ze względu na dodatek detergentu, który może uszkadzać zarodki, nie jest zalecany do przeprowadzania takich zabiegów. Preparat jest produkowany w postaci jasnoróżowego proszku, dobrze rozpuszczalnego w letniej wodzie. W stężeniach roboczych nie ma właściwości drażniących, jest mało toksyczny i nie powoduje odczynów alergicznych. Może być stosowany w obecności zwierząt. Nie niszczy odkażanych powierzchni i sprzętu. W środowisku ulega biodegradacji. Doskonale sprawdza się przy dezynfekcji urządzeń hodowlanych oraz sprzętu rybackiego.

Dezynfekcyjne preparaty produkowane na bazie kwasu nadoctowego i nadtlenku wodoru (nazwy producentów: **Dezynfektant CIP, Oxim, Steridial**), czyli tzw. kwaśne preparaty mają szerokie spektrum działania, obejmujące bakterie, grzyby i wirusy. Są skuteczne w działaniu na niektóre wirusy i bakterie patogenne dla ryb łososiowatych [Grudniewska i in. 2008]. Mają mniejszą wrażliwość na zanieczyszczenia organiczne niż związki chlorowe, nie powodują powstawania oporności komórkowej. Są w pełni ekologiczne, ponieważ po kilku godzinach od ich użycia ulegają samorozkładowi nie pozostawiając substancji szkodliwych. Są bezpieczne dla zdrowia ludzi i zwierząt, jeśli przestrzega się zasad właściwego ich użytkowania. Można je stosować w wylęgarni do dezynfekcji urządzeń i sprzętu

rybackiego. Badania własne skuteczności działania kwaśnych preparatów biobójczych na pleśń z rodzaju *Saprolegnia* rozwijającą się na inkubowanej ikrze, wskazują na ich grzybobójcze działanie i możliwość stosowania w wylęgarni [Grudniewska i in. 2008]. Profilaktyczne kąpiele można wykonywać co drugi dzień przez 20-30 min. stosując koncentrację 400-600 ppm. Biorąc jednak pod uwagę fakt, że są to preparaty średnio toksyczne oraz różnorodność czynników środowiskowych w obiektach hodowlanych, należy stosować go z dużą ostrożnością, przeprowadzając wstępne próby przed jego zastosowaniem w wylęgarni i podczas podchowu ryb [Grudniewska i in. 2008]. Badania własne wskazują na możliwość stosowania kwaśnych preparatów biobójczych w profilaktycznych kąpielach ryb przy zagrożeniu inwazją kulorzęska. Początkowo, codzienna kilkudniowa kąpiel w koncentracji 4-16 ml/m<sup>3</sup>, a potem co dwa dni w ciągu 14-dniowej kuracji hamuje skutecznie rozwój kulorzęska i pozwala unikać inwazji szczególnie w okresie letnim, gdy temperatura wody gwałtownie wzrasta, a pasożyty namnażają się bardzo szybko.

**Oxyper**, czyli nadwęglan sodowy (inna nazwa producentka – Peridox) jest to preparat chemiczny wykazujący silne właściwości utleniające. Oxyper produkowany w formie granulatu (biały proszek) jest preparatem bardzo wygodnym w użyciu, a Quimby i współautorzy [1988] zaliczają go do algicydów. Można go sypać bezpośrednio na wodę i wówczas nie stanowi zagrożenia dla roślin i wodnych organizmów. Jest bezpieczny dla ryb, środowiska naturalnego i osób mających z nim kontakt [Grudniewska i in. 2006]. Rozkładając się w wodzie wydziela aktywny tlen, który dezynfekuje wodę i reaguje z materią organiczną w niej zawartą, jednocześnie likwidując rozwijające się glony. Można go stosować latem podczas spadku zawartości tlenu w wodzie i przy wzroście temperatury, pamiętając o zastosowaniu mniejszych dawek. Większa ilość tlenu jest pożądana w przypadku uszkodzenia skrzelu ryb, np. przez pasożyty lub podczas kąpeli bez przepływu. Wzbogacenie wody w tlen przez dodanie do niej Oxypera jest dodatkową korzystną stroną stosowania tego preparatu w hodowli, szczególnie ryb łososiowatych. Badania własne potwierdziły skuteczność tego preparatu w profilaktyce i terapii wybranych chorób ryb [Grudniewska i in. 2010c]. Wykonane testy toksyczności tego preparatu na pstrągu tęczowym wykazały, że jest to środek mało toksyczny [Grudniewska i in. 2010c]. Można go stosować w wylęgarni do profilaktycznych kąpeli inkubowanej ikry pstrąga tęczowego (koncentracja 100 g/m<sup>3</sup>, 20-30 min kąpeli co trzy dni) oraz leczniczych przy inwazji kulorzęska (*Ichthyophthirius multiphiliis*) [Grudniewska i in. 2010c, Slierendrecht 2001].

## Podsumowanie

Przestrzeżenie przedstawionych zasad profilaktyki w akwakulturze pozwala na kontrolowanie przyczyn i czynników ryzyka, a w przypadku pojawienia się choroby, na jej wczesne wykrycie i leczenie w zgodzie z wymogami ochrony zasobów środowiska naturalnego. W profilaktyce ogólnej w akwakulturze należy stosować najnowsze osiągnięcia techniki chowu i hodowli ryb, z poszanowaniem środowiska

naturalnego (immunoprofilaktyka). Istotny jest dobór odpowiednich metod dezynfekcji i preparatów dopuszczonych do użytku w akwakulturze, jednocześnie nieobciążających środowiska naturalnego. Należy sprawdzać toksyczność tych preparatów i stosować je z dużą ostrożnością, a tam gdzie jest to możliwe, korzystać z naturalnych metody dezynfekcji (promieniowanie słoneczne). Należy zadbać o odpowiednio zbilansowaną dietę i właściwie dobrane pasze dla danego gatunku ryb. Ważne jest przestrzeganie zasad dobrej praktyki produkcyjnej (GMP) i higienicznej (GHP), co w efekcie służy wdrożeniu zasad systemu analizy zagrożeń i punktów kontrolnych HACCP, które zapewniają bezpieczeństwo produkowanej żywności. Większość zaprezentowanych powyżej metod profilaktyki ogólnej ma niewątpliwą zaletę z racji sprawdzenia ich skuteczności, toksyczności, szkodliwości dla środowiska naturalnego podczas wykonywanych badań w warunkach laboratoryjnych i hodowlanych. Opisano te metody i preparaty, które oprócz wysokiej aktywności w stosunku do mikroorganizmów, charakteryzują się niską toksycznością, wysokim stopniem biodegradacji oraz bezpieczeństwem stosowania

### Literatura

- Antychowicz J.** 2007: Choroby ryb śródlądowych. PWRiL, Warszawa, ss. 85-298.
- Gaikowski M., Rach J., Ramsay R.** 1999: Acute toxicity of hydrogen peroxide treatments to selected life stages of cold, cool and warmwater fish. *Aquaculture*, 178, 3-4, 191-207.
- Grudniewska J., Brzezicka E., Dobosz S.** 2004: Zastosowanie ozonu w wylęgarni. *Pstrągarstwo, problemy prawne, zdrowotne i jakościowe*. Wyd. IRS, Olsztyn, 137-143.
- Grudniewska J., Dobosz S., Terech-Majewska E., Glogowski J., Ciereszko A.** 2005: Profilaktyczne kąpiele ikry pstrąga tęczowego w wybranych chemioterapeutykach podczas inkubacji w aparatach długostrumieniowych. *Pstrągarstwo polskie przeszłość i nowe problemy*. Wyd. IRS, Olsztyn, 91-97.
- Grudniewska J., Dobosz S., Terech-Majewska E.** 2006: Profilaktyka ogólna- nowe preparaty i możliwości wykorzystania ich w wylęgarni. *Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiojących i innych gatunków*. Wyd. IRS, Olsztyn, 215-221.
- Grudniewska J., Terech-Majewska E., Góral C.** 2008: Ocena skuteczności działania kwaśnego preparatu biobójczego w wylęgarni podczas inkubacji ikry oraz profilaktycznych kąpiele narybku pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*). *Biotechnologia w akwakulturze*. Wyd. IRS, Olsztyn, 395-401.
- Grudniewska J., Dobosz S., Terech-Majewska E., Zalewski T., Siwicki A.K.** 2010a: Ekonomiczny i zdrowotny wymiar stosowania szczepień przeciwko furunkulozie i jersiniozie w podchowcie pstrąga tęczowego. *Kom. Ryb.*, 1, 18-21.
- Grudniewska J., Terech-Majewska E., Głabski E., Dobosz S., Siwicki A.K.** 2010b: Immunoprofilaktyka nieswoista i swoista u tarlaków pstrąga potokowego (*Salmo trutta m. fario*). *Rozród, podchów, profilaktyka ryb rzadkich i chronionych oraz innych gatunków*. Wyd. IRS, Olsztyn, 195-200.
- Grudniewska J., Terech-Majewska E., Głabski E., Siwicki A.K.** 2010c: Dezynfekcja jako skuteczna metoda profilaktyki i terapii wybranych chorób ryb. *Choroby ryb podlegające obowiązkowi zwalczania oraz inne choroby zagrażające hodowli – diagnostyka, profilaktyka, terapia*. Wyd. IRS, Olsztyn, 215-224.
- Jarmolowicz S., Zakęś Z.** 2010: Nukleotydy jako składnik żywienia ryb. *Nowe gatunki w akwakulturze – rozród, podchów, profilaktyka*. Wyd. IRS, Olsztyn, 293-299.
- Kosek A., Pawelek J., Kolbuszowski T.** 2002: Podstawy mikrobiologiczne i epidemiologiczne w dezynfekcji. *Wydaw. Polskie Stowarzyszenie Pracowników DDD*.

- Madsen H.C.K., Buchmann K., Møllergaard S.** 2000: Treatment of trichodiniasis in eel (*Anguilla anguilla*) reared in recirculation systems in Denmark: alternative to formaldehyde. *Aquaculture*, 186, 221-231.
- Marking L.L., Rach J.J., Schreier T.M.** 1994: Evaluation of antifungal agents for fish culture. *Progressive Fish-Culturist*, 56, 4, 225-231.
- Meyer F.P., Schnick A.** 1989: A review of chemicals used for the control of fish diseases. *Re. Aquatic Sci.*, 1(4), 693-710.
- Noga E.J.** 1996: Fish disease, diagnosis and treatment. Wyd. Mosby, ss. 280.
- Sanchez J.G., Speare D.J., Mac Nair N., Johnson G.** 1996: Effects of chloramine-T on trout growth. *Journal of Aquatic Animal Health*, 8(4), 278-284.
- Siwicki A.K., Grudniewska J., Terech Majewska E., Grawiński E., Trapkowska S.** 2002: Skuteczność preparatu Actomar K 30 w profilaktyce i zwalczaniu chorób wirusowych ryb. *Komun. Ryb.*, 5, 24-25.
- Siwicki A., K., Morand M., Pozet F., Terech-Majewska E., Kazuń B., Głabski E., Kazuń K.** 2004a: Stymulowanie odporności przeciwwzakaźnej u ryb. *Ochrona zdrowia ryb – aktualne problemy*. Wyd. IRS Olsztyn, 95-103.
- Siwicki, A. K., Baranowski, P., Dobosz, S., Kuźmiński H., Grudniewska J., Kazuń, K., Głabski, E., Kazuń, B., Terech-Majewska, E., Trapkowska S.** 2004b: Zastosowanie nowej generacji szczepionek podawanych per os w granulacie w profilaktyce furunkulozy i jersiniozy u ryb łososiowatych. *Ochrona zdrowia ryb – aktualne problemy*. Wyd. IRS Olsztyn, 117-122.
- Siwicki A.K., Głabski E., Kazuń K., Baranowski P.** 2005: Ochrona zdrowia tarlaków – nowe możliwości. *Ochrona Zdrowia Ryb – aktualne problemy profilaktyki i terapii*. Wyd. IRS Olsztyn, 95-102.
- Slierendrecht H.** 2001: The use of environmentally friendly and user-friendly disinfectants to prevent diseases on the fish farm. *British Trout Farm Conference*, 5-7 September, Sparsholt, pp. 11.
- Szczepkowski M., Szczepkowska B., Kolman R., Piotrowska I.** 2010: Zastosowanie solowca (*Artemia salina*) we wstępnym podchowcie larw jesiotra ostronosego (*Acipenser oxirynechus*) – wyniki obserwacji podczas chowu w skali półtechnicznej. *Rozród, podchów, profilaktyka ryb rzadkich i chronionych oraz innych gatunków* Wyd. IRS, Olsztyn, 143-149.
- Szmyt M., Grudniewska J., Goryczko K.** 2004: Wpływ różnego rodzaju pokarmu na jakość ikry lipienia europejskiego (*Thymallus thymallus* L.) pochodzącego z hodowlanego stada tarłowego. *Pstrągarstwo. Problemy prawne, zdrowotne i jakościowe*. Wyd. IRS, Olsztyn, 75-82.
- Terech-Majewska E., Grudniewska J., Siwicki A.K.** 2010: Dezynfekcja jako metoda profilaktyki i wspomagania terapii chorób ryb, w oparciu o najskuteczniejsze środki biobójcze. *Komun. Ryb.*, 2, 11-16.
- Quimby P.C. Jr., Kay S.H., Ouzts J.D.** 1988: Sodium carbonate peroxyhydrate as a potential algicide. *J. Aquat. Plant Manage.*, vol. 26, pp. 67-68.
- www.antecint.com.